



Universidad Nacional Mayor de San Marcos

Universidad del Perú. Decana de América

Facultad de Ciencias Biológicas

Escuela Profesional de Ciencias Biológicas

**Plagas entomológicas en cultivos de espárrago
(*Asparagus officinalis* L.) en el Perú: identificación
taxonómica mediante morfología y el código de barras
de ADN**

TESIS

Para optar el Título Profesional de Bióloga con mención en
Zoología

AUTOR

Karla Diana MANTILLA LOBATÓN

ASESOR

Dr. Gerardo Amadeo Guillermo LAMAS MÜLLER

Lima, Perú

2019



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Mantilla, K. (2019). *Plagas entomológicas en cultivos de espárrago (Asparagus officinalis L.) en el Perú: identificación taxonómica mediante morfología y el código de barras de ADN*. Tesis para optar el grado de título profesional de Bióloga con mención en Zoología. Escuela Profesional de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú.

HOJA DE METADATOS COMPLEMENTARIOS

Código Orcid del autor (dato opcional):

Karla Diana Mantilla Lobatón: <https://orcid.org/0000-0002-6759-7732>

Código Orcid del asesor o asesores (dato obligatorio):

Dr. Gerardo Lamas Müller: <https://orcid.org/0000-0002-3664-6730>

Blog. Juan Grados Arauco: <https://orcid.org/0000-0002-2277-3616>

DNI del autor: 45420021

Grupo de investigación:

DIVERSIDAD Y SISTEMÁTICA DE ARTRÓPODOS NEOTROPICALES (DISAN)

Institución que financia parcial o totalmente la investigación:

Proyecto PNIA-IE-10258-2015 "OPTIMIZACIÓN DE LA IDENTIFICACIÓN DE PLAGAS ENTOMOLÓGICAS EN CULTIVOS DE IMPORTANCIA ECONÓMICA MEDIANTE CÓDIGO DE BARRAS DE ADN Y CONSTRUCCIÓN DE BASE DE DATOS"

Ubicación geográfica donde se desarrolló la investigación. Debe incluir localidades y coordenadas geográficas.

El estudio se efectuó en campos de espárrago (*Asparagus officinalis* L.) en tres localidades ubicadas en la Costa peruana, en el norte (Huarmey, Ancash) y en el sur (Cañete, Lima y Salas, Ica).

DEPARTAMENTO	PROVINCIA	DISTRITO	LOCALIDAD	COORDENADAS GEOGRÁFICAS	ALTITUD (msnm)
Ancash	Huarmey	Huarmey	Manache	10° 4' 12.2" S / 78° 9' 50.959" O	7
Lima	Cañete	Imperial	San Benito	13° 2' 19.115" S/ 76° 22' 58.587" O	83
Ica	Ica	Salas	Villacurí	13°54'56.917"S/ 75°56'51.414" O	340

Año o rango de años que la investigación abarcó:

2016-2019.



UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
(Universidad del Perú, DECANA DE AMÉRICA)

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ACTA DE SESIÓN PARA OPTAR AL TÍTULO PROFESIONAL DE
BIÓLOGA CON MENCIÓN EN ZOOLOGÍA
(MODALIDAD: SUSTENTACIÓN DE TESIS)

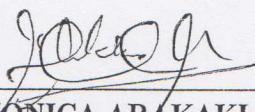
Siendo las 15:35 horas del 08 de febrero de 2019, en el Salón de Grados de la Facultad de Ciencias Biológicas y en presencia del jurado formado por los profesores que suscriben, se dio inicio a la sesión para optar al Título Profesional de Bióloga con mención en **Zoología** de **KARLA DIANA MANTILLA LOBATÓN**.

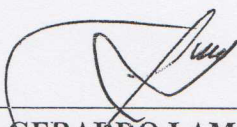
Luego de dar lectura y conformidad al expediente N° 048-EPCB-2018, la titulando expuso su tesis: "PLAGAS ENTOMOLÓGICAS EN CULTIVOS DE ESPÁRRAGO (*Asparagus officinalis* L.) EN EL PERÚ: IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA MEDIANTE MORFOLOGÍA Y EL CÓDIGO DE BARRAS DE ADN", y el Jurado efectuó las preguntas del caso calificando la exposición con la nota 19., calificativo: Aprobado con máximos honores...

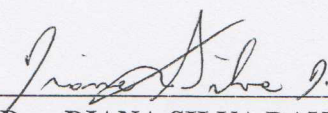
Finalmente, el expediente será enviado a la Escuela Profesional de Ciencias Biológicas y al Consejo de Facultad para que se apruebe otorgar el Título Profesional de Bióloga con mención en **Zoología** a **KARLA DIANA MANTILLA LOBATÓN** y se eleve lo actuado al Rectorado para conferir el respectivo título, conforme a ley.

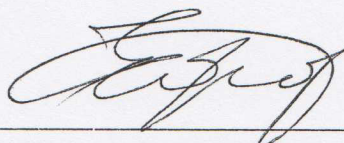
Siendo las 4:45 horas se levantó la sesión.

Ciudad Universitaria, 08 de febrero de 2019.


Dra. MONICA ARAKAKI MAKISHI
(PRESIDENTA)


Dr. GERARDO LAMAS MÜLLER
(ASESOR)


Dra. DIANA SILVA DAVILA
(MIEMBRO)


Blga. ELIANA QUISPITUPAC QUISPITUPAC
(MIEMBRO)

AGRADECIMIENTOS

A mi familia por su apoyo constante, paciencia y comprensión.

Al proyecto “Optimización de la identificación de plagas entomológicas en cultivos de importancia económica mediante código de barras de ADN y construcción de base de datos” liderado por la Dra. Ida Bartolini y con lo cual se pudo financiar este trabajo.

Al Fondo Nacional de Desarrollo Científico, Tecnológico y de Innovación Tecnológica (Fondecyt) y al Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica (CONCYTEC) en el programa "Movilización Nacional e Internacional en Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica" por el financiamiento para la visita a la colección de Lepidópteros del National Museum of Natural History, Washington (USNM) y a la Dra. Alma Solis por su tiempo y amable recibimiento.

A mis asesores Gerardo Lamas y Juan Grados por el tiempo brindado, por sus sugerencias, comentarios y revisiones. A Diana Silva por su apoyo desinteresado. A Luis Figueroa por la ayuda en la identificación de algunas especies de Coleoptera y a Mabel Alvarado por sus comentarios.

A los miembros del jurado Mónica Arakaki, Gerardo Lamas, Diana Silva y Eliana Quispitúpac por las sugerencias y revisión de esta tesis.

A los miembros del Departamento de Entomología de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos por los ánimos brindados.

RESUMEN

El espárrago "*Asparagus officinalis* L." es un cultivo de importancia económica, siendo el Perú el primer exportador de espárragos frescos a nivel mundial. Los insectos plaga que atacan estos cultivos representan un riesgo para su exportación. Estos insectos son identificados con la observación de caracteres morfológicos diagnósticos de ejemplares adultos, generalmente de machos, representando ciertas limitaciones, por lo que una herramienta como el código de barras de ADN ayudará a agilizar su identificación, incluso si se encuentran en otros estadios ontogenéticos o si hay dimorfismo sexual. El conocimiento apropiado de estas especies es necesario para disminuir pérdidas económicas y eliminar las restricciones de otros países. El objetivo de este estudio fue identificar insectos plaga del espárrago mediante morfología y código de barras de ADN. Para la recolecta de insectos se colocó una trampa de luz, bandejas amarillas y se realizó búsqueda directa en los campos de espárrago. Luego, las muestras fueron procesadas en el laboratorio e identificadas previamente con morfología y la caracterización molecular fue realizada en el Instituto de Biodiversidad de Ontario (BIO); posteriormente las secuencias fueron identificadas en el BOLD *System*. Se identificaron morfológicamente 13 especies de adultos a partir de 111 especímenes correspondientes a nueve especies de Lepidoptera (Noctuidae y Pyralidae) y cuatro especies de Scarabaeidae (Coleoptera). Las identificaciones de las secuencias de ADN fueron exitosas para el orden Lepidoptera, coincidiendo con siete especies identificadas morfológicamente y representando el 77,7% de éxito. Para Coleoptera no se obtuvieron coincidencias. Por lo tanto, el sistema de código de barras de ADN es una herramienta que permite asignar secuencias solo cuando previamente exista una biblioteca de referencia con la cual se pueda comparar.

Palabras clave: Espárrago, insectos plaga, código de barras de ADN, Noctuidae, Pyralidae, Scarabaeidae.

ABSTRACT

Asparagus "*Asparagus officinalis* L." is a crop of economic importance, with Peru being the largest exporter of fresh asparagus worldwide. The pest insects that attack these crops represent a risk for export. These insects are identified through observation of diagnostic morphological characters of the adults, usually males, but this method has certain limitations. Therefore, a tool such as DNA barcoding will help to speed up their identification, even if the insects are in other ontogenetic stages or if there is sexual dimorphism. An adequate knowledge of these species is necessary to reduce economic losses and eliminate restrictions imposed by other countries due to unknown pests. The objective of this study was to identify asparagus pest insects through morphology and DNA barcoding. Insect collecting was carried out using light traps and yellow trays, as well as direct searching on asparagus fields. The samples previously identified based on morphology were processed in the laboratory. In addition, a molecular characterization was carried out in the Biodiversity Institute of Ontario, and the sequences were later identified using the BOLD System. Thirteen adult species were morphologically identified from 111 adult specimens, including nine species of Lepidoptera (Noctuidae and Pyralidae) and four species of Scarabaeidae (Coleoptera). The Lepidoptera identifications based on DNA sequences were successful, matching seven morphologically identified species and representing 77.7% success. No matches were obtained for the Coleoptera. Therefore, the DNA barcode system is a tool that facilitates sequence identification only when a reference library is available for comparison.

Key words: *Asparagus*, pest insects, DNA barcode, Noctuidae, Pyralidae, Scarabaeidae.

ÍNDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS	i
RESUMEN	ii
ABSTRACT	iii
ÍNDICE GENERAL	iv
1. INTRODUCCIÓN	1
2. MARCO TEÓRICO	3
2.1. Cultivo de espárrago.....	3
2.2. Problemática fitosanitaria.....	4
2.3. Insectos considerados plaga de espárrago.....	5
2.3.1. Principales plagas en cultivos de espárrago en Perú.....	5
2.4. Código de barras de ADN.....	6
3. OBJETIVOS	9
3.1. Objetivo general.....	9
3.2. Objetivos específicos.....	9
4. MATERIAL Y MÉTODO	10
4.1. Área de estudio.....	10
4.2. Material biológico.....	11
4.3. Muestreo y métodos para recolecta.....	11
4.4. Sección de morfología.....	12
4.4.1. Separación de muestras recolectadas.....	12
4.4.2. Montaje de especímenes.....	12
4.4.3. Disección de genitales.....	13
4.4.4. Determinación morfológica.....	13
4.4.5. Descripción y diagnóstico de especies.....	14
4.5. Ilustración de la morfología externa e interna de los insectos plaga.....	14
4.6. Sección molecular.....	15
4.6.1. Código de barras de ADN.....	15
4.6.2. Toma de muestras.....	16
4.6.3. Identificación molecular mediante el código de barras de ADN.....	16
4.6.4. Generación de base de datos en BOLD Systems.....	18
5. RESULTADOS	20
5.1. Sección de morfología.....	20
5.1.1. Lepidoptera.....	20
5.1.1.1. Género <i>Spodoptera</i> Guenée, 1852 (Noctuidae, Noctuinae).....	20
5.1.1.1.1. <i>Spodoptera frugiperda</i> (Smith, 1797).....	20
5.1.1.1.2. <i>Spodoptera ochrea</i> (Hampson, 1909).....	25
5.1.1.1.3. <i>Spodoptera eridania</i> (Stoll, 1782).....	29
5.1.1.2. Género <i>Agrotis</i> Ochsenheimer, 1816 (Noctuidae, Noctuinae).....	33
5.1.1.2.1. <i>Agrotis experta</i> (Walker, 1869).....	33
5.1.1.2.2. <i>Agrotis malefida</i> Guenée, 1852.....	38
5.1.1.3. Género <i>Feltia</i> Walker, 1856 (Noctuidae, Noctuinae).....	41
5.1.1.3.1. <i>Feltia deprivata</i> (Walker, 1857).....	41
5.1.1.4. Género <i>Helicoverpa</i> Hardwick, 1965 (Noctuidae, Heliethinae).....	46
5.1.1.4.1. <i>Helicoverpa zea</i> (Boddie, 1850).....	46
5.1.1.5. Género <i>Chrysodeixis</i> Hübner, [1821] (Noctuidae, Plusiinae).....	50
5.1.1.5.1. <i>Chrysodeixis includens</i> (Walker, [1858]).....	50
5.1.1.6. Género <i>Elasmopalpus</i> Blanchard, 1852 (Pylalidae, Phycitinae).....	55
5.1.1.6.1. <i>Elasmopalpus lignosellus</i> (Zeller, 1848).....	55
5.1.2. Coleoptera.....	58
5.1.2.1. Género <i>Tomarus</i> Erichson, 1847 (Scarabaeidae, Dynastinae).....	58
5.1.2.1.1. <i>Tomarus maimon</i> Erichson, 1847.....	58

5.1.2.2. Género <i>Cyclocephala</i> Dejean, 1821 (Scarabaeidae, Dynastinae).....	59
5.1.2.2.1. <i>Cyclocephala melanocephala</i> (Fabricius, 1775)	59
5.1.2.3. Género <i>Anomala</i> Samouelle, 1819 (Scarabaeidae, Rutelinae)	60
5.1.2.3.1. <i>Anomala ca. testaceipennis</i> Blanchard, 1851	60
5.1.2.4. Género <i>Paranomala</i> Casey, 1915 (Scarabaeidae, Rutelinae)	60
5.1.2.4.1. <i>Paranomala undulata peruviana</i> (Guérin-Méneville, 1831)	60
5.2. Identificación molecular mediante el código de barras de ADN	62
5.2.1. Lepidoptera	62
5.2.1.1 Género <i>Spodoptera</i> :.....	62
5.2.1.1.1. <i>Spodoptera frugiperda</i> (BIN: BOLD: AAA4532)	62
5.2.1.1.2. <i>Spodoptera ochrea</i> (BIN: BOLD: ACQ5056)	63
5.2.1.1.3. <i>Spodoptera eridania</i>	65
5.2.1.2. Género <i>Agrotis</i> :.....	66
5.2.1.2.1. <i>Agrotis experta</i> (BOLD: ACD0193).....	66
5.2.1.2.2. <i>Agrotis malefida</i> (BOLD: AAE5299)	66
5.2.1.3. Género <i>Feltia</i>	67
5.2.1.3.1. <i>Feltia deprivata</i> (BOLD: ACT6899).....	67
5.2.1.4. Género <i>Helicoverpa</i>	67
5.2.1.4.1. <i>Helicoverpa zea</i> (BOLD: ABZ5815)	67
5.2.1.4.2. <i>Helicoverpa armigera</i> (BOLD: AAA5223)	68
5.2.1.5. Género <i>Chrysodeixis</i>	68
5.2.1.5.1. <i>Chrysodeixis includens</i> (BOLD: AAD9247).....	68
5.2.1.6. Género <i>Elasmopalpus</i>	68
5.2.1.6.1. <i>Elasmopalpus lignosellus</i> (BOLD: AAD9247)	68
5.2.2. Coleoptera	69
5.2.2.1. Género <i>Tomarus</i>	69
5.2.2.1.1. <i>Tomarus maimon</i> (BIN: BOLD: ADK9294):.....	69
5.2.2.2. Género <i>Cyclocephala</i>	70
5.2.2.2.1. <i>Cyclocephala melanocephala</i> (BOLD: AAU6854)	70
5.2.2.3. Género <i>Anomala</i>	71
5.2.2.3.1. <i>Anomala ca. testaceipennis</i> (BIN: BOLD: ADK9716).....	71
5.2.2.4. Género <i>Paranomala</i>	72
5.2.2.4.1. <i>Paranomala undulata peruviana</i>	72
6. DISCUSIÓN	73
6.1. Identificación mediante morfología y código de barras de ADN	73
6.1.1. Lepidoptera	73
6.1.2. Coleoptera.....	76
7. CONCLUSIONES	80
8. RECOMENDACIONES.....	81
9.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	82
10.FIGURAS Y TABLAS	97

ÍNDICE DE FIGURAS Y TABLAS

Figura 1. Mapa con las localidades de recolecta en los departamentos de Ancash, Lima e Ica.	10
Figura 2. Plataforma <i>Workbench for DNA Barcoding Data</i>	17
Figura 3. <i>Spodoptera frugiperda</i> en la plataforma <i>Workbench for DNA Barcoding Data</i> , vista del <i>Record List</i>	17
Figura 4. <i>Spodoptera ochrea</i> en <i>Sequence Page</i> con la opción <i>Identify Sequence</i>	18
Figura 5. <i>Chrysodeixis includens</i> en <i>Specimen Page</i>	19
Figura 6. Dendograma de similitud para <i>Spodoptera ochrea</i>	65
Figura 7. <i>Spodoptera frugiperda</i> . Macho. Hembra.	97
Figura 8. <i>Spodoptera ochrea</i> . Macho. Hembra	97
Figura 9. <i>Spodoptera eridania</i> . Macho. Hembra.	98
Figura 10. <i>Agrotis experta</i> . Macho. Hembra	98
Figura 11. <i>Agrotis malefida</i> . Macho. Hembra	99
Figura 12. <i>Feltia deprivata</i> . Macho. Hembra.	99
Figura 13. <i>Helicoverpa zea</i> . Macho. Hembra.	100
Figura 14. <i>Helicoverpa armigera</i> . Macho.	100
Figura 15. <i>Chrysodeixis includens</i> . Macho. Hembra.	101
Figura 16. <i>Elasmopalpus lignosellus</i> . Macho. Hembra.	101
Figura 17. <i>Spodoptera frugiperda</i> . Genitalia macho.	102
Figura 18. <i>Spodoptera frugiperda</i> . Genitalia hembra.	102
Figura 19. <i>Spodoptera ochrea</i> . Genitalia macho.	103
Figura 20. <i>Spodoptera ochrea</i> . Genitalia hembra.	103
Figura 21. <i>Spodoptera eridania</i> . Genitalia macho.	104
Figura 22. <i>Spodoptera eridania</i> . Genitalia hembra.	104
Figura 23. <i>Agrotis experta</i> . Genitalia macho.	105
Figura 24. <i>Agrotis experta</i> . Genitalia hembra.	105
Figura 25. <i>Agrotis malefida</i> . Genitalia macho.	106
Figura 26. <i>Feltia deprivata</i> . Genitalia macho.	106
Figura 27. <i>Feltia deprivata</i> . Genitalia hembra.	107
Figura 28. <i>Helicoverpa zea</i> . Genitalia macho.	107
Figura 29. <i>Helicoverpa zea</i> . Genitalia hembra.	108
Figura 30. <i>Helicoverpa armigera</i> . Genitalia macho.	108
Figura 31. <i>Chrysodeixis includens</i> . Genitalia macho.	109
Figura 32. <i>Chrysodeixis includens</i> . Genitalia hembra.	109
Figura 33. <i>Elasmopalpus lignosellus</i> . Genitalia macho.	110
Figura 34. <i>Elasmopalpus lignosellus</i> . Genitalia hembra.	110
Figura 35. Adulto macho. <i>Tomarus maimon</i> . <i>Cyclocephala melanocephala</i> . <i>Anomala ca. testaceipennis</i> . <i>Paranomala undulata peruviana</i>	111
Figura 36. Genitalia macho. <i>Tomarus maimon</i> . <i>Cyclocephala melanocephala</i>	112
Figura 37. Genitalia macho. <i>Anomala ca. testaceipennis</i> . <i>Paranomala undulata peruviana</i>	113

Tabla 1. Localidades de recolección de insectos plaga.	10
Tabla 2. Secuencias identificadas de <i>Spodoptera frugiperda</i>	63
Tabla 3. Secuencias identificadas de <i>Spodoptera ochrea</i>	64
Tabla 4. Secuencias identificadas de <i>Spodoptera eridania</i>	66
Tabla 5. Secuencias identificadas <i>Agrotis experta</i>	66
Tabla 6. Secuencias identificadas de <i>Agrotis malefida</i>	67
Tabla 7. Secuencias identificadas de <i>Feltia deprivata</i>	67
Tabla 8. Secuencias identificadas de <i>Helicoverpa zea</i> y <i>H. armigera</i>	68
Tabla 9. Secuencias identificadas de <i>Chrysodeixis includens</i>	68
Tabla 10. Secuencias identificadas de <i>Elasmopalpus lignosellus</i>	69
Tabla 11. Secuencias identificadas de <i>Tomarus maimon</i>	70
Tabla 12. Secuencias identificadas de <i>Cyclocephala melanocephala</i>	71
Tabla 13. Secuencias identificadas de <i>Anomala ca. testaceipennis</i>	71
Tabla 14. Secuencias identificadas de <i>Paranomala undulata peruviana</i>	72
Tabla 15. Base de datos del sub-proyecto “Dataset DS-PASP Insect pests of <i>Asparagus</i> ”	114

1. INTRODUCCIÓN

El espárrago es una planta herbácea perteneciente a la familia Asparagaceae (Asparagales) (APG IV 2016). Actualmente se cultiva en todo el mundo y está ampliamente adaptado a climas templados y tropicales. A nivel mundial los cultivos de espárrago (*Asparagus officinalis* Linnaeus, 1753) presentan pocos insectos perjudiciales de importancia económica (Hill 1987, Handy 1897).

En los últimos años, el Perú se ha convertido en el primer país exportador de espárragos frescos del mundo, por encima de China (Benson 2008, 2012). Principalmente, la mayor producción proviene del departamento de la Libertad con 161,101 toneladas y con un área de cosecha de 12,338 ha.; el segundo lugar se concentra en el departamento de Ica con un área de 14,097 ha. (Albújar 2018). Sin embargo, algunos insectos como *Prodiplosis longifila* Gagné, 1986 (Diptera: Cecidomyiidae) (Cisneros 1995, Sánchez & Sánchez 2008), *Thrips tabaci* Lindeman, 1889 (Thysanoptera: Thripidae) (Sánchez & Sánchez 2008) y los lepidópteros (Noctuidae) *Spodoptera ochrea* (Hampson, 1909), *Chrysodeixis includens* (Walker 1858), *Chloridea virescens* (Fabricius 1777) (Cisneros 1995, Sánchez & Vergara 1996) y *Copitarsia corruda* Pogue & Simmon, 2008 (Sánchez & Sánchez 2008) provocan serios daños en la presentación y vida útil del producto a ser exportado, principalmente por *Copitarsia corruda* (Sánchez & Sánchez 2008).

Estos insectos son por lo general identificados taxonómicamente mediante el estudio de los caracteres morfológicos externos e internos (estructuras genitales). La difícil discriminación de algunos de estos caracteres en especies poco diferenciadas morfológicamente, la aún más dificultosa identificación de los estados inmaduros y la demora en el diagnóstico, son algunas limitaciones que generan gastos y elevan el riesgo fitosanitario (Myers *et al.* 1998).

Los inconvenientes mencionados han tratado de ser resueltos con el uso de herramientas moleculares, utilizando diferentes métodos de la reacción en cadena de la

polimerasa (PCR) para plagas como trips (Thysanoptera: Thripidae), facilitando y agilizando las identificaciones (Brunner *et al.* 2002). Sin embargo, estas metodologías son específicas pero incompatibles con otras especies de plagas.

Hebert *et al.*(2003b) sugirieron emplear un marcador universal de secuencias del ADN del gen mitocondrial, citocromo C oxidasa I, para todos los taxones permitiendo identificar y diferenciar organismos, resultando conveniente para minimizar costos, acelerar el tiempo de identificación y la posibilidad de identificación en cualquier estadio ontogenético (Stoeckle 2003, Armstrong & Ball 2005). Actualmente, gracias a la creación de la biblioteca BOLD *System* con las secuencias de ADN, con datos de su distribución y morfología de especies conocidas ha permitido la discriminación e identificación de otras especies (Ratnasingham & Hebert 2007). No obstante, el código de barras de ADN resulta ser una herramienta más, siendo un soporte y complemento ideal para las identificaciones taxonómicas (Hebert *et al.* 2003a, 2003b, Hajibabaei *et al.* 2007, Smith *et al.* 2007, Waugh 2007).

En este estudio, el principal objetivo es identificar insectos plaga en cultivos de espárrago en el Perú, morfológicamente y mediante el código de barras de ADN. Además de presentarse ilustraciones de adultos con sus respectivas estructuras genitálicas, se contribuye con una base de datos que incluye información taxonómica, geográfica y molecular de insectos considerados plaga del espárrago, para futuros trabajos de sistemática, filogenia, ecología, programas de manejo integrado de plagas, control biológico y entre otras posibles aplicaciones.

En el Perú, trabajos similares son escasos, es por ello que éste constituye uno de los primeros en utilizar caracteres morfológicos y de código de barras del ADN para identificar insectos plaga del espárrago.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Cultivo de espárrago

El género *Asparagus* pertenece a la familia Asparagaceae (Asparagales) (APG IV 2016) y cuenta con cerca de 300 especies distribuidas en el Viejo Mundo en climas templados y subtropicales (Dahlgren *et al.* 1985). Una de las especies de mayor importancia económica es *Asparagus officinalis* L., “espárrago”. Este cultivo fue introducido en el Perú en los años 1950, inicialmente en el valle de Virú (departamento de La Libertad). Su fácil adaptabilidad a los suelos del desierto costero permitió un rendimiento favorable para ser considerado como un cultivo de importancia y ser extendido a más áreas (Núñez *et al.* 2008, Delgado 2016). Sin embargo, en el periodo de la Reforma Agraria (1969-1976), la agricultura en la Costa se vio severamente afectada, paralizando parcialmente la producción del sector agrario (Figuerola 1996, Eguren 2003).

En la década de 1980, el cultivo fue introducido en el departamento de Ica. Posteriormente, con iniciativa de la recién formada Asociación de Productores de Espárrago de Ica (APEI) y financiado con capital estadounidense, se logró mejorar las condiciones del cultivo convirtiéndose en un cultivo exportable (Figuerola 1996, Núñez *et al.* 2008). Inicialmente fue destinado al mercado estadounidense, siendo de mayor demanda el espárrago fresco que en conserva (Figuerola 1996, Núñez *et al.* 2008).

Actualmente, los departamentos de mayor producción de espárrago son La Libertad, ocupando una superficie cosechada de 12,338 ha.; Ica, con 14,097 ha.; Lima, con 2,371 ha.; Ancash, con 2,316 ha. y Lambayeque, con 1,243 ha. (Albújar 2018).

De acuerdo con la Asociación de Exportadores (ADEX) en enero de 2015, se generó US\$ 60.9 millones de exportación de espárrago fresco a EE. UU. que representó 41.7 % del total; en segundo lugar, las exportaciones a España generaron US\$ 20.1 millones con 13.7%, finalmente otros mercados fueron los Países Bajos, Francia, Reino Unido, Alemania, Japón, entre otros (ADEX 2015). En el primer semestre de 2017, se

generaron US\$ 166 millones para espárragos frescos, decayendo en un 6% con respecto al año anterior (US\$ 420 millones) en el mismo periodo de tiempo, siendo uno de los factores provocados por el Fenómeno del Niño Costero (Manchego 2018).

Actualmente, en el mundo hay por lo menos 62 países que cultivan espárrago con un área de 195,819 ha, donde los mayores productores son Perú y China, siendo Perú el primer exportador de espárrago fresco a nivel mundial (Benson 2008, 2012).

2.2. Problemática fitosanitaria

El espárrago es un producto, principalmente, de exportación, donde su presentación y calidad juegan un papel importante; sin embargo, no ha estado exento del ataque de insectos dañinos. Probablemente, su incidencia se relacione con el aumento de áreas cultivadas, malas prácticas agrícolas, resistencia a insecticidas, entre otros (Sánchez & Sánchez 2008). Actualmente se emplean medidas como el Manejo Integrado de Plagas (MIP), evitando en lo posible el uso indiscriminado y excesivo de productos químicos (Cisneros 1995, Sánchez & Vergara 1996, Sánchez & Sánchez 2008).

Hasta el año 2001 no era obligatorio exigir tratamientos cuarentenarios para el ingreso del espárrago a los mercados extranjeros. Sin embargo, el hallazgo de estadios inmaduros de noctuidos, principalmente huevos de *Copitarsia* (Lepidoptera), plaga cuarentenaria para EE. UU., en las partes comestibles del espárrago (turiones) para su ingreso a EE. UU. hizo que se impusiera la fumigación obligatoria con bromuro de metilo (BM) (SENASA 2013). Los gastos generados por los tratamientos cuarentenarios ascienden a los US\$ 2 millones aproximadamente; sin embargo, no solo se pierde en costos, si no en la condición y la vida útil del espárrago (Núñez *et al.* 2008).

En el 2013, se aprueba la "Certificación fitosanitaria y supervisión en la exportación de espárrago fresco (*Asparagus officinalis*)" (SENASA 2013) estableciendo los requisitos fitosanitarios para la exportación del espárrago. Desde 2016 se tiene la opción de no

fumigar con BM, condicionado a sumarse al plan de trabajo elaborado por el *Animal and Plant Health Inspection Service* (APHIS) y SENASA; de no seguir este plan se debe fumigar obligatoriamente (SIICEX 2016).

2.3. Insectos considerados plaga de espárrago

En Norteamérica se ha reportado a *Crioceris asparagi* (Linnaeus) y *C. duodecimpunctata* (Linnaeus) (Coleoptera: Chrysomelidae) como plagas importantes del espárrago, causando graves daños. Estos insectos fueron introducidos del Viejo Mundo (Hill 1987, Capinera 2001) y están ampliamente reportados en la Región Paleártica (Clark *et al.* 2004). Para Europa también se menciona a *C. asparagi* como principal enemigo natural del espárrago (Barnes & Robinson 1881); también se reporta a *Platyparea poeciloptera* (Diptera: Tephritidae) como otra plaga importante (Nijveldt 1957).

En Centroamérica se conocen 28 especies consideradas plagas asociadas al espárrago (Coto *et al.* 1995). Por otro lado, en Sudamérica se encuentran escasos trabajos sobre insectos considerados plagas del espárrago: En Chile se considera insectos plaga de importancia económica a lepidópteros (Noctuidae) como *Agrotis bilitura* (Guenée, 1852), *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1766) y *Copitarsia consueta* (Walker, 1857); asimismo *Delia platura* (Meigen, 1826) (Diptera: Anthomyiidae) y *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) (Hemiptera: Aphididae) (González 1989, Gerding & Devotto 1999). En Colombia, se conocen 25 especies de insectos plaga asociados al espárrago (Caicedo & Bellotti 2002).

2.3.1. Principales plagas en cultivos de espárrago en Perú

En Perú existen algunas publicaciones sobre insectos considerados plagas y su manejo en cultivos de espárrago (Cisneros 1995, Núñez *et al.* 2008, Sánchez & Sánchez 2008). Se considera como plagas clave a *Prodiplosis longifila* Gagné, 1986 (Diptera:

Cecidomyiidae) (Cisneros 1995, Sánchez & Sánchez 2008), a los lepidópteros (Noctuidae) *Spodoptera ochrea* (Hampson, 1909), *Chrysodeixis includens* (Walker, 1858), *Chloridea virescens* (Fabricius, 1777) (Cisneros 1995, Sánchez & Vergara 1996) y *Copitarsia corruda* Pogue & Simmon, 2008 (Sánchez & Sánchez 2008); y a *Thrips tabaci* Lindeman, 1889 (Thysanoptera: Thripidae) (Sánchez & Sánchez 2008). *P. longifila*, *C. includens*, *C. virescens* y a *S. ochrea* fueron reportadas en cultivos de espárrago en Chao, Virú, Moche y Chicama (La Libertad) (Cisneros 1995).

Hasta la actualidad, en total se han reportado 33 insectos considerados plaga del espárrago de acuerdo con Cisneros (1995), Núñez *et al.* (2008), Sánchez & Sánchez (2008) y Sánchez & Vergara (1996). Entre estos, 25 insectos pertenecen a los órdenes Lepidoptera (22 especies) y Coleoptera (3), respectivamente. Los insectos plaga del orden Lepidoptera pertenecen a las familias Pyralidae, Tineidae, Psychidae, Geometridae, Gracillariidae y en su mayoría son de la familia Noctuidae (17 especies). Dentro de Noctuidae los principales géneros con plagas son *Spodoptera*, *Chloridea*, *Helicoverpa* (Cisneros 1995, Sánchez & Vergara 1996, Sánchez & Sánchez 2008), *Agrotis*, *Peridroma* y *Copitarsia* (Sánchez & Vergara 1996, Núñez *et al.* 2008, Sánchez & Sánchez 2008). Para Coleoptera los insectos plaga se encuentran en la familia Scarabaeidae pertenecientes a los géneros *Tomarus*, *Anomala* y *Paranomala* (Núñez *et al.* 2008, Sánchez & Sánchez 2008).

2.4. Código de barras de ADN

Los avances en biología molecular han desarrollado técnicas como la reacción en cadena de la polimerasa, conocida como PCR (Mullis *et al.* 1986, Saiki *et al.* 1988). Esta técnica ha permitido, que especies de importancia económica, sean identificadas con diversos métodos de PCR, como RFLPs para especies de Thripidae (Thysanoptera) (Brunner *et al.* 2002) o conjunto de oligonucleótidos para *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae) conocida como mosca de la fruta (Naeole & Haymer 2003).

Posteriormente, se propuso el código de barras universal de ADN, para emplearlo en la identificación de especies animales, exceptuando a Cnidarios, donde se utiliza una pequeña porción del gen mitocondrial del citocromo c oxidasa I (COI) (Hebert *et al.* 2003a, b). Este gen es un marcador ideal, ya que es un elemento genético no recombinante, presenta una rápida tasa de mutación, siendo fácilmente amplificado y sus regiones se encuentran altamente conservadas permitiendo la diferenciación de organismos, siendo su señal filogenética más amplia que otros genes mitocondriales conocidos (Lunt *et al.* 1996, Saccone *et al.* 1999, Hebert *et al.* 2003a). Por ello, se han diseñado cebadores universales robustos para amplificar fragmentos de aproximadamente 710 pb del COI de un amplio espectro de animales (Folmer *et al.* 1994, Hebert *et al.* 2003a).

Esta herramienta es un método que permite identificar especies a partir de secuencias de ADN de especies conocidas que se encuentran almacenadas en el repositorio permanente de la base de datos de BOLD *System* (www.barcodinglife.org) integrando datos moleculares (secuencia COI y cebadores utilizados) con información de las especies o muestras testigo (nombre, datos de recolecta e identificador) (Ratnasingham & Hebert 2007); otros repositorios permanentes de secuencias de ADN consultables son el *GenBank*, el *European Molecular Biology Laboratory* (EMBL) y el *DNA Data Bank of Japan* (DDBJ) conformando la organización *International Nucleotide Sequence Database Collaboration* (INSDC; Cochrane *et al.* 2016).

Además, BOLD *System* implementó el sistema BIN (*Barcode Index Number*), un sistema que agrupa especies hipotéticas, conocidas como unidades taxonómicas operativas (OTU) en base a la variación de las secuencias de ADN. A estas especies hipotéticas se les asigna un número de identificación uniforme (URI) de acuerdo con su divergencia (un umbral del 2%). Sin embargo, dichas asignaciones de los BINs pueden ser incongruentes con la morfología, por motivos como contaminación, introgresión, error en la asignación taxonómica o corto tiempo de divergencia de las especies

(Ratnasingham & Hebert 2013). En general, se cree que con esto se podrá acelerar las identificaciones para permitir evaluar la biodiversidad (Ratnasingham & Hebert 2013).

La taxonomía se ha visto favorecida en casos donde la discriminación de especies complejas o crípticas no se ha resuelto con la sola observación de caracteres morfológicos. La complementariedad de este método con las identificaciones morfológicas permitirá a largo plazo mejorar las identificaciones taxonómicas (Hebert *et al.* 2003a, Hajibabaei *et al.* 2007, Smith *et al.* 2007, Padial & De la Riva 2007, Waugh 2007). En particular, ha permitido agilizar las identificaciones de especies invasoras y plagas, donde la dificultad de diferenciarlas morfológicamente genera demora en su diagnóstico (Armstrong & Ball 2005, Jalali *et al.* 2015); además, usando el código de barras de ADN es posible identificarlas en cualquier estado de desarrollo ontogenético (Stoeckle 2003).

En el Perú, insectos identificados mediante el código de barras de ADN son prácticamente inexistentes. En el 2014 se inició el proyecto *Peruvian Barcode of Life* (PeBOL), para aplicar el código de barras de ADN con el fin de registrar las especies presentes en el país e incrementar el conocimiento de la biodiversidad, así como su conservación y aprovechamiento sostenible; además, se han realizado talleres, conferencias y capacitaciones a investigadores de diversas instituciones nacionales y privadas del país sobre el código de barras de ADN (PeBOL 2016). Posteriormente, el Servicio Nacional de Sanidad Agraria del Perú (SENASA) realizó por primera vez caracterizaciones moleculares empleando el código de barras de ADN de 60 especímenes de insectos considerados plagas y arácnidos, previamente identificados por métodos tradicionales, obteniendo coincidencias del 90% al comparar con la base de datos de BOLD *system* (SENASA 2016b). Recientemente, como parte de un Proyecto de Ciencia Ciudadana en la región del Río Tambopata, Madre de Dios (Perú), se han descrito cuatro nuevas especies y una subespecie de Arctiinae (Lepidoptera) mediante morfología y código de barras de ADN (Grados 2018).

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

-Identificar insectos considerados plagas de cultivos de *Asparagus officinalis* en la Costa del Perú.

3.2. Objetivos específicos

-Identificar morfológicamente insectos considerados plagas de cultivos de *Asparagus officinalis*.

-Identificar molecularmente, mediante el código de barras de ADN, insectos considerados plagas de cultivos de *Asparagus officinalis*.

-Elaborar una base de datos con información taxonómica, geográfica y molecular de insectos considerados plaga en *Asparagus officinalis*.

-Ilustrar la morfología externa e interna de insectos machos y hembras considerados plagas de *Asparagus officinalis*, mediante fotografías y disección de genitales.

4. MATERIAL Y MÉTODO

4.1. Área de estudio

El estudio se efectuó en campos de espárrago (*Asparagus officinalis* L.) en tres localidades ubicadas en la Costa peruana, en el norte (Huarmey, Ancash) y en el sur (Cañete, Lima y Salas, Ica) (Tabla 1, Figura 1). Las áreas de muestreo se encuentran en la ecorregión del Desierto Semicálido Tropical (Britto 2017) o Desierto Peruano Costero (Morrone 2002).

Los lugares de recolecta se eligieron de acuerdo con el Calendario Anual de Siembras y Cosechas, considerando, además, la seguridad y facilidad de acceso a dichos cultivos.

Tabla 1. Localidades de recolecta de insectos plagas del espárrago.

DEPARTAMENTO	PROVINCIA	DISTRITO	LOCALIDAD	COORDENADAS GEOGRÁFICAS	ALTITUD (msnm)
Ancash	Huarmey	Huarmey	Manache	10° 4' 12.2" S / 78° 9' 50.959" O	7
Lima	Cañete	Imperial	San Benito	13° 2' 19.115" S / 76° 22' 58.587" O	83
Ica	Ica	Salas	Villacurí	13°54'56.917"S/ 75°56'51.414" O	340

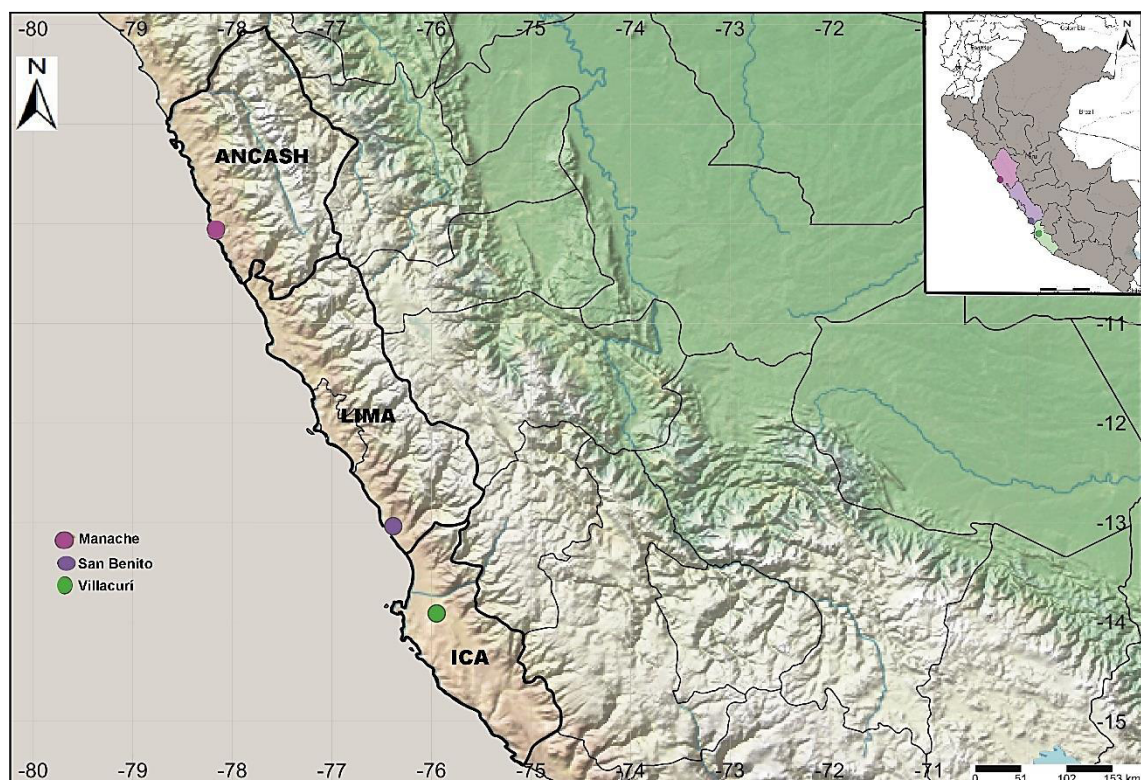


Figura 1. Mapa con las localidades de recolecta en los departamentos de Ancash, Lima e Ica. Mapa modificado de **SimpleMappr** (Shorthouse 2010).

4.2. Material biológico

El presente trabajo se enfoca en la identificación de insectos adultos pertenecientes a los órdenes Coleoptera y Lepidoptera, considerados plaga de espárrago en Perú. Si bien se logró recolectar otros insectos plaga como áfidos y dípteros no fueron considerados para el estudio; debido a que se pudo conseguir secuencias de ellos. Además, estos insectos son diminutos (menos de 2 mm) y es necesario aplicar otras metodologías para el montaje de especímenes, toma de muestras de ADN y conservar casi íntegramente ejemplares testigo (Castalanelli *et al.* 2010), a diferencia de los Coleoptera y Lepidoptera donde solo se requiere una pequeña parte del tejido de pata y se conserva el testigo casi íntegro (Wilson 2012).

Cabe resaltar que Lepidoptera y Coleoptera son las principales plagas del cultivo de espárrago (Sánchez & Sánchez 2008, Núñez *et al.* 2008) por lo que se les considera el foco principal de este estudio.

4.3. Muestreo y métodos para recolecta

Las recolectas se realizaron en mayo, junio y julio de 2017. La metodología de muestreo se realizó de acuerdo con Núñez *et al.* (2008) con algunas modificaciones.

Se utilizaron dos métodos para la recolección de insectos: recolecta activa y pasiva. Se siguió lo descrito en Triplehorn & Johnson (2005) y Schauff (2001) con algunas modificaciones.

En la recolecta activa se realizó búsqueda directa utilizando pinzas y pinceles en diferentes partes de la planta. En la recolecta pasiva se utilizaron dos trampas:

Bandejas amarillas: las muestras se recogieron en 48 horas por lugar de recolecta.

Trampas de luz: se colocó una trampa de luz en el borde del cultivo por tres horas. La luz se encendió aproximadamente entre las 5:40 pm a 8:30 pm.

Los lepidópteros fueron capturados con frascos letales conteniendo acetato de butilo.

Los coleópteros fueron capturados directamente de la trampa de luz con un frasco con etanol al 96%. Luego fueron acondicionados en otros frascos de vidrio con etanol al 96% con sus respectivos datos de recolecta (lugar de recolecta, coordenadas, fecha, altitud y colector). Los lepidópteros fueron colocados en sobres entomológicos con los datos de recolecta respectivos.

Las muestras obtenidas fueron debidamente etiquetadas y fueron depositadas en las colecciones científicas del Museo de Historia Natural (MUSM), y del laboratorio de Entomología del SENASA.

4.4 Sección de morfología

4.4.1. Separación de muestras recolectadas

En el laboratorio se procedió a separar especímenes de Coleoptera, acondicionadas en frascos de plástico, conteniendo etanol al 96% con los mismos datos de recolecta (lugar de recolecta, coordenadas, fecha, altitud y colector).

Los lepidópteros guardados en sobres entomológicos fueron colocados en una cámara húmeda para hidratarlos y poder realizar el montaje respectivo.

4.4.2. Montaje de especímenes

Para el estudio de los especímenes se realizó el montaje siguiendo a Triplehorn & Johnson (2005) con algunas modificaciones. Los coleópteros se retiraron del etanol y se colocaron en una placa petri de vidrio. Para coleópteros, los ejemplares medianos o grandes fueron atravesados directamente con alfiler, colocándolo en el lado derecho del élitro.

Los lepidópteros fueron atravesados en la parte central del tórax y se utilizaron extensores de alas para su montaje.

Los insectos fueron colocados en una estufa a 50 °C por cinco días para su secado correspondiente.

4.4.3. Disección de genitales

Se realizó la disección de genitales para el examen de caracteres diagnósticos.

Para Lepidoptera, se siguió lo propuesto por Robinson (1976) con algunas variantes. Primero se aclaró el abdomen con KOH al 10% en baño maría; se limpiaron las escamas y partes internas con etanol al 70% con la ayuda de un pincel, y finalmente las estructuras se tiñeron con negro de clorazol E. Las genitales se guardaron con sus respectivos códigos con información del número de disección en un criovial de plástico con glicerina. Para los especímenes depositados en el MUSM, se creó una etiqueta verde con el número de disección.

Para Coleoptera, después del montaje, secado y etiquetado, se removió el abdomen con ayuda de una pinza fina y se extrajo el aedeago. Posteriormente, se pegó el abdomen al tórax y la genitalia se colocó en una cartulina rectangular. Finalmente, la cartulina con el aedeago fue colocada con el espécimen, por encima de las etiquetas de recolecta.

4.4.4. Determinación morfológica

Para la clasificación a nivel de familia, se emplearon los criterios taxonómicos de Triplehorn & Johnson (2005).

Para la identificación de lepidópteros a nivel de subfamilia de Noctuidae se consultó a Parra *et al.* (1986) y Eichlin & Cunningham (1978). Para la determinación a nivel de géneros y especies se siguió las publicaciones propuestas por: Eichlin and Cunningham (1978), Pogue & Passoa (2000), Pogue (2002, 2004), San Blas (2014) y San Blas, & Agrain (2017). Se revisaron descripciones originales disponibles.

Para la determinación de especies de la subfamilia Phycitinae (Pyralidae) se siguió a Heinrich (1956). Los especímenes también fueron comparados con muestras depositadas en la colección de Lepidoptera del *National Museum of Natural History*, Washington (USNM), con observación de láminas preparadas de las disecciones de genitalia. *Elasmopalpus lignosellus* (Pyralidae) fue corroborada por la Dra. Alma Solís, especialista en Pyralidae.

Para la determinación de coleópteros a nivel de subfamilia se consultó a Arnett *et al.* (2002). Para la determinación a nivel de género y especie se siguió a Ratcliffe (2003), Ramírez-Ponce & Morón (2009), Mondaca (2012), Filippini *et al.* (2016) y Neita-Moreno & Ratcliffe (2017).

Se revisó la colección del Departamento de Entomología del Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (MUSM) para la corroboración de algunas especies de Scarabaeidae y se consultó al especialista Luis Figueroa.

4.4.5. Descripción y diagnosis de especies

Se realizó la descripción de Lepidoptera y la diagnosis para los insectos de Coleoptera. Para la morfología externa de Lepidoptera se siguió a Common (1990). Para la terminología del patrón de alas en Noctuidae se siguió a Forbes (1954) y para la descripción de genitalias se siguió a Klots (1970), excepto para la terminología de valvas de Noctuidae, donde se siguió a Sibatani *et al.* (1954) y Pogue (2002). Para morfología externa de Coleoptera se siguió a Ratcliffe (2003) y para estructura genitálica de machos a Medina *et al.* (2013).

4.5. Ilustración de la morfología externa e interna de los insectos plaga

Se tomaron fotografías de adultos y estructuras genitálicas de las especies identificadas de machos y hembras para Lepidoptera, mientras que para los Coleoptera se tomaron fotografías de adultos y estructura genitálica de machos.

Las fotos de los adultos fueron tomadas en el Departamento de Entomología del Museo de Historia Natural (MUSM), usando una cámara Nikon D80 y un macro de 85 mm. Se tomaron fotografías en varios planos, donde fueron acoplados con el programa Combine ZP. Las fotos de las estructuras de genitales de los adultos fueron tomadas en el SENASA, en el área de Sanidad Vegetal con un microscopio estereoscopio OLYMPUS SZX12 con una cámara OLYMPUS DP70. Las fotos fueron acopladas con el programa Combine ZP.

4.6. Sección molecular

4.6.1. Código de barras de ADN

Para la obtención de los códigos de barra de ADN, se enviaron dos microplacas de 96 pocillos con 95 muestras de tejido más uno de control al *Canadian Centre for DNA Barcoding* (CCDB).

Paralelamente, se guardó a -20° C, una réplica con muestras (segmentos de las patas de los insectos) para ser caracterizadas molecularmente en el SENASA, en el laboratorio de Biología Molecular de la Unidad de Centros de Diagnóstico de Sanidad Vegetal (UCDSV) y la secuenciación del ADN en el Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA).

Se seleccionó un mínimo de tres especímenes por especie, cuando fue posible. Se generaron etiquetas con el número y posición de la placa; además, se crearon etiquetas del código de barras de ADN, con su respectiva numeración.

Para lepidópteros primero se realizó el montaje y etiquetado, luego se les extrajo una pata para la extracción del ADN. Para coleópteros, los especímenes seleccionados permanecieron en etanol al 96° y se les extrajo una pata. Posteriormente se les realizó el montaje y etiquetado.

A cada muestra testigo se le tomó fotografías de la vista dorsal, con información de los datos de recolecta y el número de la muestra testigo del código de barras de ADN.

Luego se siguió el protocolo para la toma de muestras (Ratnasingham & Hebert 2007).

4.6.2 Toma de muestras

Se siguió el protocolo estándar del *Canadian Centre for DNA Barcoding* (CCDB). Primero, se limpió el área de trabajo con ELIMINasa, se extrajo el tercer par de patas con pinzas, previamente flameadas con un mechero y se colocó en un tubo de *Eppendorf*. Posteriormente se guardaron en una gradilla para tubos. Luego se extrajo de 2 a 3 mm del fémur y fueron colocados ordenadamente en un pocillo con cuatro microlitros de etanol absoluto en la placa de la CCDB correspondiente. Finalmente las placas fueron enviadas a Canadá para la caracterización molecular y las réplicas de las muestras se guardaron a – 20 °C.

El protocolo utilizado en la CCDB para la extracción, amplificación y secuenciamiento se resume en lo siguiente: Primero se realiza la extracción del ADN de acuerdo con Ivanova *et al.* (2006), mientras que para la amplificación se sigue el protocolo estándar de Ivanova & Grainger (2007a). Para la amplificación se utilizaron los cebadores directo (C_LepFolF) e inverso (C_LepFolR) de lepidópteros. Luego se realiza la secuenciación del ADN de acuerdo con el protocolo estándar de Ivanova & Grainger (2007b). Finalmente, las secuencias son subidas a la plataforma de BOLD *System* (Ratnasingham & Hebert 2007).

4.6.3. Identificación molecular mediante el código de barras de ADN

Hay dos alternativas para consultar la base de datos de BOLD: la primera, entrando a la plataforma principal en la pestaña “Identificación” del Sistema de Identificación de BOLD (IDS) con las opciones *All Barcode Records on BOLD*, *Species Level Barcode Records*, *Public Record Barcode Database* y *Full Length Record Barcode Database* y

se pega la secuencia; la segunda opción es ingresando a la plataforma de *Workbench for DNA Barcoding Data*.

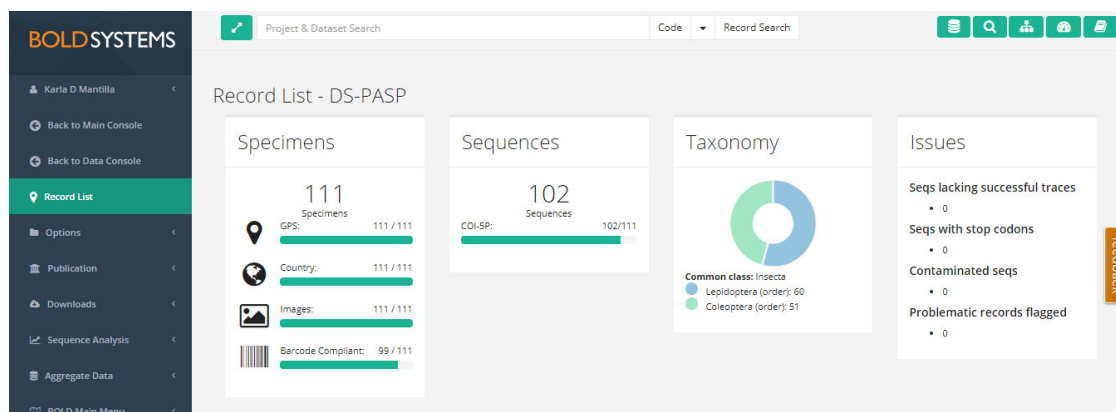


Figura 2. Plataforma *Workbench for DNA Barcoding Data*.

Select	Identification	Specimen Page	Sequence Page	Extra Info	BIN	Record Flags						Legend	Bases [Ambig]	Tags
													COI-SP	
<input type="checkbox"/>	Spodoptera frugiperda	CCDB-29870-B09	SENT0686-17		BOLD:AAA4532		1	2					658[0n]	

Showing 1 to 1 of 1 entries (filtered from 111 total entries)

Previous

1

Next

GPS Coordinates

Images

Traces

Barcode Compliant

Stop Codon

Contamination

Flagged

Figura 3. *Spodoptera frugiperda* en la plataforma *Workbench for DNA Barcoding Data*, vista del *Record List*.

En este estudio se ingresó a la plataforma *Workbench for DNA Barcoding Data* al subproyecto “*Dataset DS-PASP Insect pests of Asparagus*”. Se visualizaron las secuencias en el *Record List*, una vez seleccionada la secuencia de interés en la columna de *Sequence Page*, se buscó la opción *Identify Sequence*. Las opciones son similares a la primera alternativa conocida como *Full DB*, *Species DB*, *Publish DB* y *Full Length DB* (Figs. 2-4).

Las secuencias de las especies se compararon con los datos actualizados hasta el 15 de enero de 2018, seleccionando dos de las cuatro opciones. En la primera opción (*Full DB*), se encuentran 5,377,584 secuencias, con una longitud mínima de 500 pb; sin embargo, son secuencias no validadas. En la segunda opción (*Species DB*), se encuentran 3,056,639 secuencias disponibles, de las cuales 188,150 presentan

información de especie, el resto se encuentran con información provisional. Adicionalmente, se consultó con los datos publicados o *Published DB*, donde se encuentran secuencias públicas tanto de BOLD como de *GenBank*.

Sequence View for Process ID: SENTO969-18

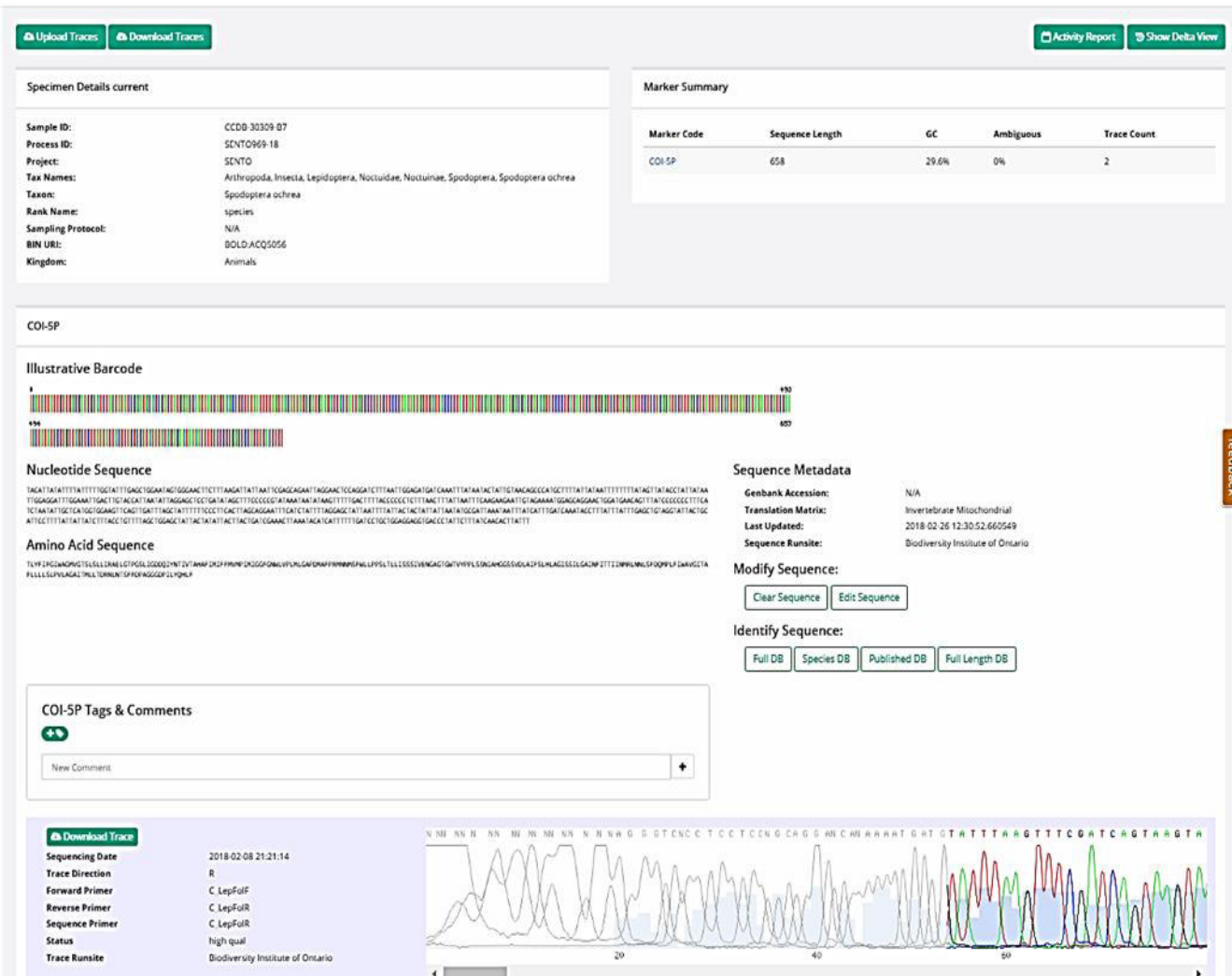


Figura 4. *Spodoptera ochrea* en Sequence Page con la opción Identify Sequence.

4.6.4. Generación de base de datos en BOLD Systems.

Toda la información se encuentra en la base de datos pública en el subproyecto “Dataset DS-PASP Insect pests of Asparagus” (Tabla 15).

Las muestras testigo fueron depositadas en el MUSM y las réplicas en el SENASA.

Los datos taxonómicos, los datos de recolecta de las muestras testigo, institución donde están depositados y las fotografías, fueron subidos a la plataforma de BOLD System. Así mismo, los datos moleculares son proporcionados por el equipo de la CCDB y son visualizados en la lista de registro o *Rercod List*. En el *Record List* se observan seis columnas: Identificación, página de espécimen, página de secuencia, información extra, BIN y *Record Flags* o banderas de registro (coordenadas, imágenes, cromatogramas procesados o *traces*, código de barras, codón de parada, contaminación), bases [Ambiguos] (longitud de la secuencia) y etiquetas (Fig. 3). En la página de espécimen se encuentra toda la información de identificación, de los datos de recolecta, lugar de depósito e imágenes (Fig. 5). En la página de secuencia, se encuentra todo lo relacionado a los datos moleculares, mostrándose un resumen de los marcadores (como código de marcador, longitud de secuencia), un código de barras ilustrativo, secuencia de nucleótidos, secuencia de aminoácidos, secuencia de metadatos, con la opción de modificar la secuencia e identificación, además, se encuentran los *traces* mostrando su calidad e información del marcador utilizado (Fig. 4).

Specimen Details

Sample ID:	CCDB-RECO-AT	Voucher Status:	Vouchered Registered Collection
Project:	SENI-0005-18	Tissue Description:	leg
Institution:	Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Museo de Historia Natural	Sex:	W
Field ID:	Long Chromosomes 1,3	Reproduction:	5
Museum ID:	NAC-1-019	Life Stage:	Adult
Collection Date:	MSM	Date Info:	
Reference Link:		Associated Name:	
Note:		Associated Specimens:	

Taxonomy

Phylum:	Arthropoda	Identification:	Chrysodeixis
Class:	Insecta	Rank:	Genus
Order:	Lepidoptera	Identified by:	Karla D. Marilla
Family:	Noctuidae	Identification Method:	Morphology
Subfamily:	Phaeinae	Identified by Institution:	Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Museo de Historia Natural
Tribe:	Agrotini	Identified by Email:	karla@unmsm.edu.pe
Genus:	Chrysodeixis	Taxonomy Note:	
Species:			

Barcode Index Numbers

BIN:	850144A6194	Phylum:	Arthropoda (148)
Type:	Monophyletic	Class:	Insecta (148)
Max Divergence in BIN:	0.2% (p=0.0)	Order:	Lepidoptera (148)
Distance to NN:	3.076 (p=0.0)	Family:	Noctuidae (148)
		Subfamily:	Phaeinae (148)
		Genus:	Chrysodeixis (148)
		Species:	Chrysodeixis includens (148)

Collection Data

Country:	Peru	Collector:	K. Marilla
Province/State:	Arequipa	Date Collected:	03-May-2017
Region/Country:	Huancayo	Date Accepted:	
Sector:	Huancayo	Time Collected:	
Local Name:	Marucha	Use Code:	
Elevation:	1100 (0) - 18,7642 (7 m)	Sampling Protocol:	
Detection Accuracy:	Spot	Coord. Source:	
Depth Accuracy:		Coord. Accuracy:	
Collection Event ID:			
Collection Notes:			

Recent Activities

Timestamp	Who	Action
Mar-16, 2018 14:51	Karla D. Marilla	New Image(s)
Jan-16, 2018 10:09	BOLD Data Manager	Modify Specimen
Jan-12, 2018 11:05	BOLD Data Manager	Modify Specimen
Jan-12, 2018 11:05	BOLD Data Manager	Modify Specimen
Jan-12, 2018 11:05	BOLD Data Manager	Modify Specimen
Jan-12, 2018 11:05	BOLD Data Manager	Modify Specimen
Jan-12, 2018 11:05	BOLD Data Manager	Modify Specimen

Fig. 5. *Chrysodeixis includens* en Specimen Page o página del espécimen.

5. RESULTADOS

Los especímenes recolectados en cultivos de espárrago se identificaron taxonómicamente mediante la observación de la morfología externa y estructuras genitálicas, que fue complementada con la herramienta del código de barras de ADN.

Se recolectaron 244 especímenes (193 especímenes de Lepidoptera y 51 de Coleoptera). Todos los especímenes (Coleoptera y Lepidoptera) fueron capturados en trampas de luz, uno fue capturado en recolecta directa (*Elasmopalpus lignosellus*, Lepidoptera). No se encontraron insectos plaga del orden Coleoptera en las bandejas amarillas.

Se identificaron 12 especies con morfología, nueve de Lepidoptera (*Spodoptera ochrea*, *S. frugiperda*, *S. eridania*, *Agrotis experta*, *A. malefida*, *Feltia deprivata*, *Helicoverpa zea*, *Chrysodeixis includens* y *Elasmopalpus lignosellus*) y tres de Coleoptera (*Tomarus maimon*, *Paranomala undulata peruviana* y *Cyclocephala melanocephala*). Una especie de Coleoptera se identificó solo a nivel de género (*Anomala* ca. *testaceipennis*). De 111 especímenes se obtuvieron 102 secuencias representando el 91,8% de éxito. El 96,1% de las secuencias cumplieron con los estándares del código de barras del ADN. Las secuencias correspondientes a Coleoptera resultaron nuevos registros para la base de datos de BOLD System. Además, de las 102 secuencias se reconocieron 18 BINs.

5.1. Sección de morfología

5.1.1. Lepidoptera

5.1.1.1. Género *Spodoptera* Guenée, 1852 (Noctuidae, Noctuinae)

5.1.1.1.1. *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797)

(Figs. 7, 16, 17)

Material examinado: Perú, Ancash, 6♂, 5♀ Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 03.v.2017, K. Mantilla (2 ej. SENASA; Genitalia ♂ #KML-010, MUSM; Genitalia ♀ #KML-035, MUSM); 1 ♀, ídem excepto; 04.v.2017 (MUSM; Genitalia

♂ #KML-050, MUSM); 3♂, 3 ♀, ídem excepto, 05.v.2017 (MUSM; Genitalia ♂ #KML-036, MUSM; Genitalia ♀ #KML-09, MUSM). **Ica**, 1♀, Salas (Pampas de Villacurí), 13°54'56.917"S, 75°56'51.414"W, 340 m, 23.vi.2017, K. Mantilla (Genitalia ♀ #KML-057, MUSM).

Diagnosis. Macho, coxa con penachos de pelos crema en su parte próximo-mesal. Ala marrón, con una pequeña línea oblicua negra en la región subproximal de la Cu₂-2A; un área clara en la región medial. Genitalia con coremata unilobular; válvula con el ápice truncado y con cucullus en forma de gancho. Hembra, primer par de alas con una mancha orbicular ligeramente ovalada; genitalia con una placa ventral casi tan larga como la apófisis anterior.

Descripción. Macho (Fig. 7A-B). **Cabeza.** Proboscis marrón claro. Palpos labiales recurvados hacia arriba, llegando hasta la parte media del frontoclypeus. Primer, segundo y tercer palpómeros cremas. Primer palpómero, con escamas negras desde la mitad de su longitud hasta la parte subdistal de la superficie ectal; parte distal con escasas escamas marrón rojizo. Primer palpómero casi de la misma longitud que el segundo. Segundo palpómero, con una mancha negra en la parte ectal, desde la base hasta un poco más de la mitad del palpómero; parte distal de la superficie ectal con escasas escamas marrón rojizo. Tercer palpómero, con una mancha marrón oscuro en la parte ectal, desde la base hasta un poco más de la mitad del palpómero; parte distal de la superficie ectal con escasas escamas marrón rojizo. Tercer palpómero con cerca de la mitad de la longitud del segundo palpómero. Frontoclypeus crema, con escasas escamas negras y marrones. Vértex crema con escasas escamas marrones dispersas (en otros especímenes con vértex marrón). Occiput amarillento. Postgena amarillenta, con escamas negras piliformes en la parte lateral e inferior al ojo compuesto. Margen ocular marrón. Alveolo antenal crema. Escapo y pedicelo crema, con la parte mesal marrón rojizo. Antena filiforme, crema en la parte mesal, con la parte distal negro tenue a lo largo del flagerómero. **Tórax.** Patagia marrón; parte posterior moteado con escamas negras en forma semicircular (en otros especímenes marrón). Tégula marrón,

ligeramente grisácea. Mesoescutum y mesoescutellum marrón, ligeramente grisáceo con escamas alargadas en forma de cresta. Metaescutellum marrón en forma de cresta, con escamas piliformes crema en la parte lateral. Pleura crema. **Primer par de patas.** Coxa crema, con abundantes escamas negras, jaspeada con marrón rojizo; penachos de pelos crema en su parte próximo-mesal. Fémur grisáceo (en otros especímenes negro). Tibia crema, con escasas escamas negras; parte anterior crema. Epiphysis marrón claro, cubierta con escamas alargadas amarillentas. Segmentos tarsales cremas, con escasas escamas negras (en otros especímenes con marrón). **Segundo par de patas.** Coxa crema, con escasas escamas negras. Fémur grisáceo (en otros especímenes negro) con escamas crema. Tibia crema, con escasas escamas negras. Espolón apical crema con una mancha negra en su parte media; espolón interno, casi tres veces la longitud del externo. Primer segmento tarsal crema, con escasas escamas negras y marrones; parte distal crema. Segundo, tercer, cuarto y quinto segmentos tarsales grisáceos, con la parte distal crema. **Tercer par de patas.** Coxa crema con escasas escamas negras; parte mesal blanca. Fémur crema con escasas escamas negras (en otros especímenes marrón). Tibia crema; parte anterior con escamas piliformes crema. Espolón apical y subapical crema con una mancha negra en su parte media; espolón apical interno, casi tres veces la longitud del externo; espolón subapical interno, un poco más de dos veces la longitud del externo. Primer segmento tarsal crema, con escasas escamas negras y marrones; parte distal crema. Segundo, tercer, cuarto y quinto segmento tarsales cremas, con escasas escamas negras; parte proximal marrón negro; parte distal crema. **Ala anterior.** Longitud del ala anterior (13.5 - 17.5 mm) (n=9). **Faz dorsal,** marrón. Línea basal ausente. Una pequeña línea negra curva en dirección al margen externo en la base de la Cu₂-2A. Una pequeña línea oblicua negra en la región subproximal de la Cu₂-2A. Línea antemedial presente. Mancha orbicular en forma ligeramente ovalada, margen externo negro, internamente crema con escasas escamas marrones. Un área clara en la región medial, abarcando desde el margen costal, Sc-R₁ y R₁-R₂, proyectándose y disminuyendo en área en la celda distal,

a la altura de la macha orbicular llegando hasta la parte basal de Cu₁-Cu₂. Blanco en la base de la M₃-Cu₁. Mancha claviforme ausente. Mancha reniforme pequeña, crema con borde marrón, en otros especímenes indistinta. Mancha subreniforme ausente. Línea postmedial negra ondeada. Ápex con una mancha blanca. En el margen costal, puntos crema en la parte distal de la Sc, R₁, R₂ y un área rectangular crema en R₃, siendo tres veces la longitud del punto blanco. Línea subterminal blanca. En el área subterminal, un área más clara con escasas escamas blancas en la Cu₁-Cu₂ y Cu₂-2A. Línea terminal negra y ancha, con escasas escamas blancas en las venas respectivas. Franja marrón, con escasas escamas crema. **Faz ventral.** Crema, con escasas escamas dispersas marrones y negruzcas; escamas marrones y rojizas dispersas en la celda costal, Sc-R₁, R₁-R₂, R₂-R₃, R₃-R₄ y R₄-R₅. Área ligeramente marrón postdiscalmente. Área blanquecina en Cu₂-2A y celda anal. A la altura de la línea terminal, escamas marrones, ligeramente triangular, en la parte media de las celdas. Franja crema, con escasas escamas marrones. **Ala posterior. Faz dorsal,** Ligeramente hialina, con ápex y tornus marrón. En la celda costal y Sc+R₁-Rs, crema. **Faz ventral,** ligeramente hialina. Celda costal, Sc+R₁-Rs crema, con escasas escamas dispersas marrón negruzco en la vena Sc+R₁ desde su parte media hasta la parte distal, y en la parte distal de la Sc+R₁-Rs. Escasas escamas dispersas marrón negruzco en la parte distal de la Rs-M₁ y, cerca al borde de M₁-M₂, M₂-M₃ y M₃-Cu₁. Marrón (en otros especímenes negro), ligeramente triangular, en el centro de la parte distal de las celdas Sc+R₁-Rs, Rs-M₁, M₁-M₂, M₂-M₃, M₃-Cu₁ y Cu₁-Cu₂. **Abdomen.** Crema moteado con marrón. Primer tergito crema, con escamas alargadas marrones en forma de cresta en su parte ántero-medial. Esternitos cremas moteado con marrón, ligeramente rojizo; puntos negros en las partes ánterolaterales de los esternitos III al VII, en otros especímenes indistinto. **Genitalia** (Fig. 17) (#KML-036, MUSM). Saccus ligeramente rectangular, anteriormente con una proyección en la parte media. En vista dorsal, tegumen alargado, anteriormente en forma de "V" invertida. En vista dorsal, uncus alargado, angosto y, en vista lateral curvado hacia abajo, terminando en forma aguzada; escasas setas en la región lateral.

Parte dorsolateral del tubo anal con una banda alargada, estrecha y ligeramente esclerosada; parte ventral del tubo anal con una placa esclerosada. Valva en vista lateral ancha en la parte posterior. Valva angosta en la parte ántero-mesal; sacculus con una muesca ligeramente triangular; parte ectal de la valva membranoso, con presencia de coremata unilobular. Parte media de la valva ventralmente con base truncada, se hace más angosta hacia la válvula. Válvula con el ápice truncado; presencia de setas. Costa recta, se hace más estrecha hacia la parte posterior; proceso costal alargado, curvado hacia la parte posterior en forma de "V", ligeramente ancho en la base. Cucullus en forma de gancho, se va curvando hacia abajo, con el ápice redondeado. Sin cláster propio. Ampulla alargada y aguzada. Juxta en forma hastada, con el ápice redondeado. Anellus membranoso. Vesica con la parte póstero-ventral con diminutas espículas en forma de gránulos, en su parte distal con un pequeño parche denso de cornuti. En la parte dorso-posterior, una placa esclerosada, ligeramente ovalada; parte proximal con contorno aserrado en forma de cornuti. En la parte ántero-dorsal de la vesica con una pequeña placa esclerosada, con contorno aserrado. En la parte ántero-ventral de la vesica con una banda esclerosada alargada, en su parte apical con contorno aserrado.

Hembra (Fig. 7C-D). Longitud del ala anterior (15 - 16.5 mm) (n=10). Similar al macho, pero ligeramente más oscura. Primer par de patas, coxa sin penacho de pelos en su parte próximo-mesal. Fémur negruzco, parte mesal crema. Ala anterior (dorsal): Marrón oscuro, ligeramente rojizo. Venas marcadas con marrón, negro y blanquecino, ligeramente grisácea. Línea basal ausente. Línea antemedial indistinta con una línea tenue en la celda Cu₂-2A y celda anal marrón claro ligeramente rojizo y negruzco. Mancha orbicular ligeramente ovalada, con borde crema y centro negruzco. Mancha claviforme ausente. Línea medial ausente. Mancha reniforme tenue, con escasas escamas cremas en su parte central. Mancha subreniforme ausente. Mancha postmedial indistinta, con una línea ondeada tenue en M₃-Cu₁, Cu₁-Cu₂ y Cu₂-2A. En el margen costal, manchas crema en la parte distal de Sc, R₁, R₂ y R₃. Línea subterminal ondeada, blanca desde el ápex hasta la 2A. Entre la línea postmedial y terminal, un área más clara con escasas

escamas blancas en Cu₂ y 2A. Línea terminal negra y angosta, con escasas escamas blancas en las venas respectivas. Franja marrón oscuro. Retinaculum marrón, con tres cerdas. **Genitalia** (Fig. 18) (#KML, 050-MUSM). Placa ventral del ostium ligeramente rectangular, más larga que ancha. Placa ventral casi tan larga como la apófisis anterior. Unión entre el ductus bursae y ostium membranoso y estrecho. Ductus bursae corto y esclerosado, más de un tercio del largo de la placa ventral del ostium. Apéndice de la bursa menos esclerosado que el ductus bursae. Corpus bursae globoso, corto y con estrías, casi tan ancho como largo; parte basal un tercio menos que el ancho total. Signum corto en la parte látero-basal del corpus bursae; longitud un tercio de la placa del ostium, siendo en ancho la mitad del ancho de la placa del ostium.

Distribución: América del Norte, América Central y América del Sur (Pogue 2002).

5.1.1.1.2. *Spodoptera ochrea* (Hampson, 1909)

(Figs. 8, 19, 20)

Material examinado: **Perú, Ancash**, 8♂, 3♀ Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 03.v.2017, K. Mantilla (2 ej. ♀ SENASA; Genitalia ♂ #KML-014, MUSM; Genitalia ♀ #KML-015, MUSM); 1 ♂, 3♀, ídem excepto (MUSM; Genitalia ♀ #KML-045, MUSM). **Lima**, 3♀, Cañete (C.P. San Benito), 13°2'19.115"S, 76°22'58.587"W, 83m, 08.v.2017, K. Mantilla (1 ej. ♀ SENASA; 2♀ MUSM). **Ica**, 5 ♂, 4♀, Salas (Pampas de Villacurí), 13°54'56.917"S, 75°56'51.414"W, 340 m, 21.vi.2017, K. Mantilla (MUSM); 5♂, 11♀, ídem excepto, 22.vi.2017, K. Mantilla (MUSM; Genitalia ♀ #KML-044, MUSM; Genitalia ♀ #KML-064, MUSM); 19♂, 27♀, ídem excepto, 23.vi.2017, K. Mantilla (4 ej. SENASA; Genitalia ♀ #KML-062, MUSM; Genitalia ♀ #KML-061, MUSM).

Diagnosis: Alas anteriores crema, distalmente con marrón, negro y ligeramente rojizo, con una mancha reniforme negruzca. Genitalia del macho, con coremata unilobular; válvula con ápice redondeado y curvado hacia el tegumen, con el cucullus casi recto

anteriormente. Genitalia de la hembra, con la placa ventral del ostium corto, con el ápice emarginado; presencia de signum, casi cinco veces la longitud del ápice de la bursa.

Descripción. Macho (Fig. 8A-B). **Cabeza.** Proboscis marrón claro. Palpos labiales recurvados hacia arriba, llegando hasta antes de la parte media del frontoclypeus. Primer, segundo y tercer palpómeros blanquecinos. Primer palpómero, con escasas escamas marrón rojizo desde un poco más de la mitad del palpómero llegando hasta la parte distal de la superficie ectal; parte mesal crema. Primer palpómero casi de la misma longitud que el segundo. Segundo palpómero, con escasas escamas marrón rojizo en la parte ectal, desde la base hasta un poco más de la mitad del palpómero sin llegar a la parte distal; parte mesal crema. Tercer palpómero, con escasas escamas marrón rojizo desde la base hasta un poco más de la mitad del palpómero; tercer palpómero casi tres veces más pequeño como el segundo. Frontoclypeus crema, con escasas escamas marrones. Vertex y occiput cremas. Postgena crema; escasas escamas negras piliformes en la parte lateral e inferior al ojo compuesto. Margen ocular marrón. Alveolo antenal blanco. Escapo y pedicelo blanquecinos, crema en la parte mesal con escasas escamas marrón rojizo. Antena filiforme blanco, ligeramente crema paralela a la parte mesal del pedicelo. **Tórax.** Patagia y tégula marrón claro, moteado con dispersas y escasas escamas negras. Mesoescutum y mesoescutellum marrón claro, con escamas alargadas en forma de cresta. Metaescutellum crema con marrón claro en forma de cresta, con escamas piliformes blanquecinas en la parte lateral. Parte pleural blanquecina. Primer par de patas, con coxa crema y escasas escamas marrones. Fémur crema con escasas escamas marrones (en otros especímenes ligeramente rojizo); parte mesal blanquecina; parte posterior crema. Tibia crema con marrón (en otros especímenes ligeramente rojizos); en la región mesal, escamas piliformes amarillentas que nacen de la parte proximal y que cubren a la epiphysis. Epiphysis marrón. Tarso crema (algunos especímenes con escasas escamas marrón o rojizo). Segundo par de patas, coxa crema. Fémur crema, escasamente con marrón (en otros especímenes ligeramente rojizo); parte posterior crema. Tibia crema (algunos escasamente con

marrón). Espolones apicales crema; espolón externo con una mancha negra (en algunos marrón claro o rojizo), desde la base hasta su parte media; espolón interno, casi tres veces la longitud del externo. Tarso crema (algunos especímenes con escasas escamas marrón rojizo). Tercer par de patas, con coxa crema. Fémur blanquecino, escasamente disperso con marrón; parte posterior crema. Tibia blanquecina (escasamente con marrón). Espolón apical y subapical crema, con una mancha negra en su parte media; espolón apical interno, casi tres veces la longitud del externo; espolón subapical interno, un poco más de dos veces la longitud del externo. Tarso crema (algunos escasamente con marrón). **Ala anterior.** Longitud del ala anterior (14- 16 mm) (n= 38). **Faz dorsal,** crema, distalmente con marrón, negro y ligeramente rojizo (en algunos especímenes escasamente con negro). Línea basal ausente. En el Cu₂-2A, área amarillenta, escasamente marrón en el medio, hasta la altura de la macha orbicular. Línea antemedial ausente. Mancha orbicular amarillento, escasamente con marrón en el centro. Mancha claviforme ausente. Línea mediana ausente. Mancha reniforme negruzca (en algunos especímenes, con una mancha en forma rectangular). Línea postmedial ausente. Línea subterminal ausente. A la altura de la línea subterminal, puntos oscuros en las venas R₅, M₁, M₂, M₃, Cu₁, Cu₂ y 2A. Línea terminal crema, con manchas oscuras, ligeramente triangulares, en el medio de las celdas R₃-R₄ hasta la celda Cu₂-2A. Ventral, crema, con escasas escamas negras y marrones desde R₁-R₂ hasta la R₅-M₁ y en la parte distal de M₁-M₂ hasta la celda anal. Una pequeña mancha reniforme tenue con escamas negras. Escamas blanquecinas en la 1A- 2A y celda anal. A la altura de la línea terminal, escamas marrones, ligeramente triangular, en la parte media de las celdas desde la R₃-R₄ hasta la Cu₂-2A. **Ala posterior.** **Faz dorsal,** ligeramente hialina. En la celda costal y Sc+R₁-Rs, crema. Celda anal crema. **Faz ventral,** ligeramente hialina; celda costal, Sc+R₁-Rs crema, escasamente con negro en la vena Sc+R₁ desde su parte media hasta la parte distal, y en la parte distal de la Sc+R₁-Rs. Negro, ligeramente triangular, en el centro del borde de las celdas Sc+R₁-Rs, Rs-M₁, M₁-M₂, M₂-M₃, M₃-Cu₁, Cu₁-Cu₂. **Abdomen.** Crema, con el primer tergito

blanquecino, con escamas alargadas marrones en forma de cresta en su parte ántero-medial. Esternitos blanquecinos, ligeramente crema (en algunos especímenes con marrón). **Genitalia** (Fig. 19) (# KML, 044-MUSM). Saccus amplio, ligeramente semicircular, anteriormente con el margen ovalado, posteriormente en forma de "U". Tegumen alargado y formando dos estructuras diferenciadas, anteriormente campaniforme; hacia la parte anterior del tegumen se hace más angosta; En vista dorsal, uncus alargado, angosto y, en vista lateral curvado hacia abajo, con la parte apical en forma aguzada. Parte dorsolaterales del tubo anal, con dos bandas alargadas, fuertemente esclerosadas que se curvan en su parte media hacia la parte mesal; parte ventral del tubo anal con una placa ligeramente esclerosada. Valvas en vista lateral, más largo que ancho; parte antero-mesal de la valva más amplio que la parte ectal; parte ectal con un área central membranosa con coremata unilobular. Parte media de la valva, desde su parte posterior se va ampliando hacia su parte anterior, ventralmente su margen basal se hace recta, luego ligeramente va disminuyendo de área hacia la válvula. Válvula con ápice redondeado y curvado hacia el tegumen. Costa ligeramente recta, se va ampliando y curvando hacia la parte media. Cucullus anteriormente casi recto, ligeramente disminuye en área; posteriormente, en forma de gancho, con el ápex ligeramente aguzado y curvado en dirección del saccus. Proceso costal rectangular en dirección a la juxta, en su parte proximal se curva en dirección al tegumen y en su parte anterior se hace angosto. Ampulla corta en forma casi triangular, con el ápice obtuso y curvado hacia la parte anterior. Presencia de clasper propio, corto ligeramente triangular con el ápice agudo. Juxta con parte anterior emarginado, latero-proximal redondeada; posteriormente en forma acuminada, con el ápice rectangular y curvo en dirección a las valvas, continuando hasta la parte inferior del anellus, con el ápice bífido. Anellus lateralmente membranoso, en un lado presencia de espículas, que aumentan en longitud hacia su parte posterior; parte anterosuperior con una pequeña placa esclerosada, el ápice curvo y aguzado en dirección a las valvas, ventralmente con una hilera oblicua de espículas, anteriormente más pequeñas que aumentan de longitud hacia la parte

posterior. Aedeago recto. Vesica evertida ligeramente hacia la parte ventral, en la parte posterior con una pequeña proyección membranosa que va hacia la parte dorsal. En la parte dorso-anterior, con una placa esclerosada alargada, con espículas en forma de gránulo y contorno aserrado que se dirige ligeramente hacia la parte interna. En la parte póstero-ventral e interna de la vesica, un área circular con un parche denso de cornuti, se va expandiendo hacia la parte postero-dorsal solo con espículas diminutas en forma de gránulos.

Hembra (Fig. 8C-D). Longitud del ala anterior (14 -16.5 mm) (n = 51). Similar al macho, excepto por lo siguiente: retinaculum marrón, con tres cerdas. **Genitalia.** (Fig. 20) (#KML, 015- MUSM). Placa ventral del ostium corto, con el ápice emarginado, con dos proyecciones laterales esclerosadas, parte media angosta y con la parte anterior ancho; placa dorsal rectangular esclerosado. Apófisis posterior corto, menos de un tercio de la longitud de la apófisis anterior; ancho, tres veces que la apófisis anterior; ligeramente curvado en dirección a la parte posterior. Ductus bursae esclerosado y alargado, un tercio más largo de la longitud de la apófisis anterior; ancho dos veces la longitud de la apófisis anterior. Apéndice de la bursa membranoso y corto, casi la cuarta parte de la longitud del ductus bursa. Corpus bursae piriforme. En vista ventral, signum en la parte medio-distal, casi cinco veces la longitud del apéndice de la bursa.

Distribución: Ecuador y Perú (Pogue 2002).

5.1.1.1.3. *Spodoptera eridania* (Stoll, 1782)

(Figs. 9, 21, 22)

Material examinado: Perú, Ancash, 2♂, 1♀ Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 05.v.2017, K. Mantilla (Genitalia ♂ #KML-027, MUSM; Genitalia ♀ #KML-028, MUSM; Genitalia ♀ #KML-053, MUSM).

Diagnosis: Alas crema, con mancha reniforme ligeramente circular o presentan la mancha reniforme alargada a lo largo de M₁-M₂. Genitalia macho, con coremata unilobular; válvula delgada, haciéndose más aguzada hacia su parte posterior y con

cucullus casi tan delgado como la válvula. Genitalia hembra, con la placa ventral del ostium bursae amplia, más ancha que alta y presencia de signum alargado y oblicuo.

Descripción. Macho (Fig. 9A-B). **Cabeza.** Proboscis marrón claro. Palpos labiales recurvados hacia arriba, llegando hasta casi la parte media del frontoclypeus. Primer, segundo y tercer palpómeros blanquecinos, con escamas marrón rojizo en su superficie ectal desde la base hasta un poco antes de su parte distal; parte mesal amarillenta. Primer palpómero casi de la misma longitud que el segundo. Segundo palpómero, con escamas marrón rojizo en la parte ectal desde la base hasta la parte subdistal; amarillento en su parte mesal. Tercer palpómero, escasamente con marrón claro; tercer palpómero casi tres veces más pequeño que el segundo. Frontoclypeus marrón. Vértex crema jaspeado con tenue marrón claro (en algunos especímenes es más intenso). Occiput crema, escasamente con blanco. Postgena ligeramente crema; una hilera negra en la parte lateral e inferior al ojo compuesto. Margen ocular marrón. Alveolo antenal crema. Escapo y pedicelo blanquecino, tenuemente crema, escasamente con escamas marrón rojizo en la parte mesal. Antena filiforme blanquecina, tenuemente con crema, paralelo a la parte mesal pedicelo. **Tórax.** Patagia marrón claro jaspeada con blanco, y moteada con negro en la parte posterior en forma semicircular. Técula marrón claro jaspeada con blanco. Mesoescutum y mesoescutellum marrón claro, con escamas alargadas en forma de cresta. Metaescutellum marrón claro en forma de cresta, con escamas piliformes blanquecinas en la parte lateral. Pleura blanquecina. Primer par de patas, con coxa crema, penachos de pelos crema en la parte proximal. Fémur grisáceo; parte posterior crema (algunos especímenes con una escasa coloración rojiza). Tibia crema (en algunos especímenes con tonos marrón y rojizo); parte posterior crema. Epiphysis marrón, cubierto con escamas alargadas de tono amarillento. Tarso crema (algunos especímenes escasamente con marrón o rojizo). Primer segmento tarsal marrón oscuro, escasamente con escamas crema; parte distal blanquecino. Segundo, tercero, cuarto y quinto segmentos tarsales marrón oscuro, con la parte distal crema. Segundo par de patas, con coxa crema. Fémur crema, con escasas escamas marrones;

parte posterior crema (algunos especímenes jaspeado con escamas marrón o rojizo). Tibia crema, con escasas escamas marrones; parte anterior crema (en otros especímenes jaspeado con marrón). Espolón apical crema, con una mancha negra desde la base hasta su parte media; espolón interno, casi dos veces la longitud del externo. Primer segmento tarsal marrón oscuro, con escasas escamas crema; parte distal crema. Segundo, tercero, cuarto y quinto segmentos tarsales marrón oscuro, con la parte distal crema. Tercer par de patas, con coxa crema. Fémur crema, con escasas escamas marrones; parte posterior crema (algunos especímenes jaspeado con escamas marrón rojizo). Tibia crema, con escasas escamas marrón rojizo. Espolón apical y subapical crema, con una mancha negra desde la base hasta su parte media. Espolón apical interno, casi dos veces la longitud del externo; espolón subapical interno, un poco más de dos veces la longitud del externo. Primer segmento tarsal marrón oscuro, con escasas escamas crema; parte distal crema. Segundo, tercero, cuarto y quinto segmento tarsales marrón oscuro, con la parte distal crema. **Ala anterior.** Longitud del ala anterior (15 mm) (n= 1). Parte dorsal crema, con línea basal ausente. Una pequeña línea oblicua en el área antemedial de la celda anal. Ligeramente marrón en la celda anal y la 1A-2A. Línea antemedial ausente. Mancha orbicular ausente. Mancha claviforme ausente. Línea mediana ausente. Mancha reniforme, ligeramente circular con negro (en algunos especímenes es indiferenciado o presentan una forma rectangular a lo largo de M₁-M₂). Línea postmedial ausente. Línea subterminal ausente. Mancha marrón oblicua en la M₃-Cu₁ y Cu₁-Cu₂. Área oscura postdiscal hasta antes de la mancha, marrón oblicua. Mancha marrón intercalados en el margen costal desde la parte media del ala hasta la parte distal. Línea terminal marrón, con manchas oscuras, ligeramente triangulares, en el medio de las celdas R₃-R₄ hasta la celda Cu₂-2A. Franja marrón, con blanquecino en la parte distal de R₄, R₅, M₁, M₂, M₃, Cu₁, Cu₂, 2A, 1A. Ventral, similar a la faz dorsal. Crema. Una pequeña mancha reniforme tenue e indiferenciada con escamas negro. Escamas blanquecino en la 1A- 2A y celda anal. A la altura de la línea terminal, escamas negro a marrón, ligeramente triangular, en la parte

media de las celdas desde la R₃-R₄ hasta la Cu₂-2A. Franja marrón, con escamas blanquecino a la altura de R₄, R₅, M₁, M₂, M₃, Cu₁, Cu₂, 2A, 1A. **Ala posterior. Faz dorsal**, ligeramente hialina. En la celda costal y la base de Sc+R₁-Rs, crema. Celda anal crema. Ápex y termen con una banda marrón. **Faz ventral**, ligeramente hialina, con escasas escamas piliformes blancas. Celda costal, Sc+R₁-Rs crema, con escasas escamas negras en la Sc+R₁-Rs desde su parte media hasta la parte distal y en el ápex.

Abdomen. Crema (en algunos ligeramente grisáceos). Primer tergito crema, con escamas alargadas crema con marrón claro en forma de cresta en su parte ántero-medial. Esternitos crema (en algunos especímenes con escasas escamas marrón, rojizo y/o negro). **Genitalia** (Fig. 21) (#KML, 027-MUSM). Saccus amplio, ligeramente rectangular, anteriormente con margen obtuso, posteriormente en forma de "W"; parte anterior con una proyección en forma de lengüeta, ligeramente trapezoidal (con la base recta) que llega hasta la base del sacculus. En vista dorsal, uncus alargado; en vista lateral, curvado en la parte posterior, terminando en forma aguzada; escasas setas en su parte lateral. Tegumen casi tan largo como el uncus, anterior al tegumen en forma atenuada; la parte media y anterior del tegumen se curva en dirección a las valvas y se hace más aguda. Parte posterior del tegumen con proyección lateral esclerosado corto, con el ápice redondeado. Parte dorsolateral del tubo anal, con dos bandas alargadas, fuertemente esclerosadas, hacia su ápice se hace agudo y se acercan ligeramente. Parte ántero-mesal de la valva ancho, en forma rectangular, haciéndose angosto hacia la parte posterior; margen proximal ligeramente redondeado. Parte pósterio-ectal de la valva con un área membranosa, con coremata unilobular. Ampulla corta, ápice redondeado. Presencia de cláster propio. Válvula delgada, haciéndose más aguzada hacia su parte posterior, con el ápice ligeramente aguda. Costa con la base casi recta, hacia la parte media se va ampliando y curvando ligeramente, disminuyendo hacia el cucullus. Proceso costal corto, con el ápice redondeado. Cucullus casi tan delgado como la válvula, curvado hacia la parte posterior y con el ápice redondeado. anellus con una larga placa esclerosada, con espículas en la parte lateral. Juxta ligeramente rectangular

estrecha, con la base ancha y estrecha en la parte distal. Aedeago recto. Vesica recta, con una proyección globosa en la parte media. En la parte ántero-dorsal, una pequeña área con diminutas espículas como gránulos; en la parte ántero-ventral, basalmente una pequeña área densa de cornuti, en su parte posterior se divide ligeramente, por un lado, empieza un área de gránulos, y por el otro se une a un parche alargado denso de cornuti que llega hasta la parte póstero-apical de la vesica. Proyección membranosa globosa, ligeramente esclerosada con diminutas espículas como gránulos, se hace membranosa y más estrecha hacia su parte dorsal, siendo esta casi de la misma longitud que el aedeago.

Hembra. (Fig. 9C-D). Longitud del ala anterior (13.5 - 15.5 mm) (n= 3). Similar al macho, excepto por lo siguiente: retinaculum marrón, con tres cerdas. Coloración ligeramente más oscura que en los machos, más evidente en el primer par de alas. **Genitalia** (Fig. 22) (#KML, 053-MUSM). Placa ventral del ostium bursae amplia, más ancha que alta; margen mucronado. Ductus bursae esclerosado, un poco más de la longitud de la apófisis posterior; apéndice de la bursa membranoso, corto y ligeramente globoso. Corpus bursae alargado, membranoso, más largo que ancho, globoso en su parte posterior. Signum alargado y oblicuo en la parte ventral de su región latero basal, con presencia de pequeños gránulos; ligeras estrías al rededor del signum; longitud casi un tercio más largo como la apófisis posterior.

Distribución: Desde México a través de Caribe y el sur a través de América Central a Argentina y el sudeste de EE. UU. (Pogue 2002).

5.1.1.2. Género *Agrotis* Ochsenheimer, 1816 (Noctuidae, Noctuinae)

5.1.1.2.1. *Agrotis experta* (Walker, 1869) (Figs.10, 23, 24)

Material examinado: **Perú, Ancash**, 1 ♂, Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 05.v.2017, K. Mantilla (MUSM). **Lima**, 1 ♂, Cañete (C.P San Benito), 13°2'19.115"S, 76°22'58.587"W, 83m, 08.v.2017, K. Mantilla (MUSM). **Ica**, 2 ♂,

5♀, Salas (Pampas de Villacurí), 13°54'56.917"S, 75°56'51.414"W, 340 m, 21.vi.2017, K. Mantilla (MUSM; 1 ej. ♀ SENASA; Genitalia ♀ #KML-037, MUSM; Genitalia ♀ #KML-043, MUSM); 1♀, ídem excepto, 22.vi.2017, K. Mantilla (MUSM); 4♀, 4♀, ídem excepto, 23.vi.2017, K. Mantilla (1 ej. ♀ SENASA; Genitalia ♂ #KML-038, MUSM; Genitalia ♂ #KML-042, MUSM).

Diagnosis: Faz dorsal del ala anterior, marrón con mancha orbicular notoria, mancha claviforme negro y mancha reniforme. Genitalia macho, cucullus y válvulas fusionadas; juxta más ancha que larga, ligeramente trapezoidal; aedeago membranoso y vesica bastante alargada y angosta. Genitalia hembra, ducto de la bursa angosto y membranoso con el apéndice del corpus bursae ligeramente globoso y membranoso.

Descripción. Macho (Fig. 10A-B). **Cabeza.** Proboscis marrón claro. Primer y segundo palpo labial recurvados hacia arriba, con el tercer palpo extendido horizontalmente, llegando hasta la parte basal del frontoclypeus. Primer palpómero crema, escasamente grisáceo en la superficie ectal desde la base hasta la parte distal. Primer palpómero un tercio menos de la longitud del segundo. Parte ectal del segundo palpómero grisáceo con escamas crema; parte anterior y mesal crema. Tercer palpómero crema, con dispersas escamas grisáceo. Tercer palpómero cerca de la cuarta parte de la longitud del primero. Frontoclypeus crema jaspeado con marrón (en otros especímenes con blanco); partes laterales crema. Vértex crema jaspeado con marrón. Occiput amarillento. Postgena crema jaspeada con negro; en la parte lateral y ventral del ojo compuesto, una hilera negra. Margen ocular blanquecino. Alveolo antenal crema. Escapo y pedicelo cremas jaspeados con marrón; parte ectal blanquecina. Antena crema con escasas escamas negras (en otros especímenes con gris) paralelo a la región mesal del pedicelo; parte proximal y la mitad de su parte media biseriadas, la otra mitad hasta la parte distal filiforme. Parte proximal del flagelómero ancho, siendo el doble del ancho del eje del flagelómero de la parte media, que va disminuyendo de grosor hacia su parte distal; rami proximales, con la mitad del ancho del eje del flagelómero; rami medios, con la mitad de la longitud de los rami proximales, que van disminuyendo de longitud hacia su extremo

distal; rami distal filiforme. **Tórax.** Patagia crema jaspeada con marrón; parte posterior moteado con negro en forma semicircular. Técula crema jaspeada con marrón. Mesoescutum y mesoescutellum crema jaspeado con marrón; mesoescutum con escamas en forma de cresta. Metaescutellum crema jaspeado con marrón, con escamas en forma de cresta; escamas piliformes crema en la parte lateral. Pleura crema. Primer par de patas, coxa crema jaspeada escasamente con marrón. Fémur marrón, con la parte posterior crema escasamente jaspeada con gris; parte ectal crema, escasamente con escamas marrón; parte distal con un punto negro. Tibia marrón con escamas crema; presencia de 4 espinas en las partes laterales, y dos espinas en la parte latero-distal de mayor grosor; parte mesal crema, con la parte proximal con escamas filiformes amarillento que cubren la epiphysis. Epiphysis marrón. Tarsos negros o grisáceos (en otros especímenes con marrón) con escamas crema, y con un anillo amarillento en la parte distal. Segundo par de patas, coxa crema. Fémur crema moteado con escasas escamas grisáceas, parte ectal crema; parte posterior crema jaspeado con marrón; parte distal con un punto negro. Tibia crema con escasas escamas grisáceas; parte proximal de la región anterior crema; espolón apical crema con una mancha negra en la parte media; espolón interno casi dos veces la longitud del externo; presencia de espinas en las partes laterales. Tarsos negros escasamente con escamas crema, y con un anillo amarillento en la parte distal. Tercer par de patas, coxa crema. Fémur crema con escamas grisáceas; parte posterior crema jaspeada con marrón; parte distal con un punto negro. Tibia crema con escamas grisáceas; parte próximo-anterior crema; espolón apical y subapical crema escasamente con escamas negras; espolón apical interno, casi dos veces la longitud del externo; espolón subapical interno, casi dos veces la longitud del externo. Tarsos negros escasamente con escamas crema, y con un anillo amarillento en la parte distal. **Ala anterior.** Longitud del ala anterior (15.5 - 17 mm) (n=7). **Faz dorsal**, marrón. Línea basal ausente. Línea antemedial tenue negruzco. Mancha orbicular con borde y centro negro, redondeado y distalmente alargado. Mancha claviforme negro ligeramente ovalado. Línea medial ausente. Mancha reniforme negro

tenue. Mancha subreniforme ausente. Línea postmedial ausente. En el margen costal, puntos crema en la parte distal de la Sc, R₁ y R₂. Línea subterminal negra. Línea terminal marrón. En el área terminal con escamas marrón intercalado en forma triangular. Franja marrón escasamente con crema. **Faz ventral**, blanquecina. Margen costal crema moteado con escasas escamas marrón y borde crema moteado con marrón. En algunos especímenes, en la parte distal del ala, moteada con gris. A la altura de la línea terminal escamas marrón, ligeramente triangular en la parte media de las celdas. Franja crema, con escasas escamas marrón. **Ala posterior. Faz dorsal**, ligeramente hialina. En la parte proximal de la celda costal y Sc+R₁-Rs blanquecino. Celda anal blanco y 2A -3A hasta un tercio antes de llegar a la 2A con escamas blancas. Franja blanca. **Faz ventral**, ligeramente hialina. Celda costal, Sc+R₁-Rs y Rs-M₁ blanquecinas, con escasas escamas dispersas marrón. Franja blanca. **Abdomen**. Crema con escasas escamas grisáceas. Primer, segundo y tercer tergite, con escamas filiformes en forma de cresta en su parte ántero-medial. Esternitos cremas con escasas escamas grisáceos, ligeramente más claro que los tergitos. **Genitalia macho** (Fig. 23) (#KML, 046-MUSM). Saccus globoso, ligeramente subtriangular. Parte apical del vinculum con una pequeña proyección esclerosada. En vista dorsal, tegumen alargado y unido a la parte basasl del uncus, anteriormente en forma de "V" invertida; tegumen y base del uncus en forma campaniforme; parte anterior del tegumen ligermanete ensanchado y margen posterior casi recto. Partes látero-distales de la base del uncus, con una pequeña área membranosa. En vista dorsal, uncus alargado, ligeramente aplanado en su parte proximal, hacia su parte media se ensancha en forma rectangular y se hace aguzado en su parte distal; parte media y distal con setas. En vista lateral, uncus curvado. Parte basal del tubo anal con dos bandas esclerosadas. Valvas en vista lateral alargada. Cucullus y válvula fusionados. Parte anterior de la valva alargada, hacia la parte subdistal se curva y se hace más amplia, con la base redondeada, luego se estrecha y alarga hacia la parte distal; parte distal de la valva casi más larga que ancha casi un tercio más largo que el ancho de su base, marguen de la parte apical ligeramente

trapezoidal. Ampulla curvada, un poco más de un cuarto de la longitud total de la valva. Juxta más ancha que larga, ligeramente trapezoidal, se estrecha en su parte media, parte basal con una pequeña proyección esclerosada; margen distal ligeramente ovaldo, con una pequeña escadadura en forma de "V". Aedeago casi recto, membranoso con la parte distal esclerosada. Vesica bastante alargada y angosta, un poco más de 10 veces la longitud de aedeago; en la parte próximo-ventral de la vesica, casi en la parte interna, presencia de un parche de espículas.

Hembra: (Fig. 10C-D). Longitud del ala anterior (17-19 mm) (n=7). Similar al macho, excepto por lo siguiente: hembras, ligeramente más oscuras que los machos. Antenas, similar al ancho del flagelómero de los machos, excepto que son filiformes. Retinaculum marrón, con tres cerdas. Segundo par de alas (dorsal): Blanquecino con venas marrones; celda costal y Sc+R₁-Rs marrón; ápex, termen, tornus y celda anal marrón; franja blanca, con parte del ápex marrón. Segundo par de alas (ventral): Celda costal, Sc+R₁-Rs y Rs-M₁ blancas, moteadas con marrón en la celda Costal y ápex; marrón en forma ligeramente triangular, en el centro del borde de las celdas Sc+R₁-Rs, Rs-M₁, M₁-M₂, M₂-M₃. **Genitalia hembra** (Fig. 24) (#KML, 043-MUSM). Apófisis posterior un tercio más largo que las anteriores. Ducto bursae angosto y membranoso, un tercio más largo que la apófisis posterior. Corpus bursae alargado y membranoso, un poco más de tres veces la longitud de la apófisis posterior. Parte anterior del corpus bursae, ligeramente subtriangular. Apéndice del corpus bursae ligeramente globoso y membranoso, un poco más de 12 veces el largo del corpus bursa. Ducto seminalis, casi cerca al ápice del apéndice del corpus bursae.

Distribución: Perú, Ecuador y norte de Chile (San Blas 2014).

5.1.1.2.2. *Agrotis malefida* Guenée, 1852

(Figs. 11, 25)

Material examinado: Perú, Lima, 3 ♂, Cañete (C.P. San Benito), 13°2'19.115"S, 76°22'58.587"W, 83m, 08.v.2017, K. Mantilla (1 ej. ♂ SENASA; Genitalia ♂ #KML-013, MUSM; Genitalia ♂ #KML-041, MUSM).

Diagnosis: Ala anterior dorsal, marrón; mancha orbicular ovalada negro, con mancha claviforme y mancha reniforme negros. Genitalia macho, en vista lateral, uncus curvado y ligeramente sinuoso; tegumen, parte media ensanchado y curvado hacia la parte mesal, margen póstero-lateral ovalado.

Descripción. Macho (Figs. 11A-B). **Cabeza.** Proboscis marrón. Primer y segundo palpo labial recurvados hacia arriba, con el tercer palpo casi porrecto, llegando hasta un poco antes de la parte media del frontoclypeus. Primer palpómero amarillento; con escamas grisáceo en la superficie ectal desde la base hasta antes de la parte distal. Primer palpómero un tercio menos de la longitud del segundo. Segundo palpómero marrón escasamente amarillento en la parte ectal; parte anterior y mesal amarillento. Tercer palpómero amarillento, con escasas escamas dispersas negro. Tercer palpómero cerca de la cuarta parte de la longitud del primero. Frontoclypeus amarillento jaspeado con marrón. Vertex marrón grisáceo. Occiput amarillento. Postgena amarillenta (en algunos especímenes con una hilera de escamas negro); en la parte lateral y ventral del ojo compuesto, una negro. Margen ocular marrón. Alveolo antenal blanquecino. Escapo y pedicelo blanco, ligeramente amarillento; región mesal jaspeada con marrón (en otros especímenes jaspeada con negro). Antena amarillenta, escasamente con marrón; parte proximal y la mitad de su parte media biseriadas, la otra mitad hasta la parte distal filiforme. Parte proximal del flagelómero ancho, siendo el doble del ancho del eje del flagelómero de la parte media, que va disminuyendo de grosor hacia su parte distal; rami proximales, con la mitad del ancho del eje del flagelómero; rami medios, con la mitad de la longitud de los rami proximales, que van disminuyendo de longitud hacia su extremo distal; rami distal filiforme. **Tórax.** Patagia marrón, jaspeada con gris; parte posterior

moteada con negro en forma semicircular. Tégula marrón, más claro que las patagias, jaspeado con crema y gris. Mesoescutum y Mesoescutellum marrón jaspeado con blanco. Metaescutellum marrón jaspeado con blanco, con escamas alargadas en forma de cresta, y la parte final con escamas grises en forma semicircular; escamas piliformes crema en la parte lateral. Pleura blanca amarillento. Primer par de patas, con coxa amarillenta, tenuemente jaspeada con gris. Fémur amarillento, con escasas escamas grisáceas; parte ectal amarillento; parte posterior blanco amarillento, jaspeada con gris; parte distal con un punto oscuro. Tibia amarillenta, ligeramente grisácea o moteada con gris, parte mesal crema; presencia de cuatro espinas en las partes laterales, y dos espinas en la parte látero-distal; parte proximal con escamas amarillentas que cubren a la epiphysis. Epiphysis marrón claro. Primer segmento del tarso amarillento, con escamas grisáceas; del segundo al quinto segmentos tarsales, gris amarillento. Segundo par de patas, con coxa amarillenta. Fémur amarillento, con escamas grisáceas; parte ectal blanquecina; parte posterior con escamas filiformes blanco amarillento; parte distal con un punto negro. Tibia amarillenta jaspeada con gris; con escamas filiformes; espolón apical amarillento con escasas escamas negras en la parte media; espolón interno casi dos veces la longitud del externo; presencia de espinas en la parte mesal y distal. Tarsos amarillentos con escamas marrones (en otros especímenes grisáceos), parte distal crema. Tercer par de patas, con coxa amarillenta. Fémur amarillento, moteado con gris, parte ectal blanquecino; parte posterior crema, con escamas filiformes amarillentas; parte distal con un punto negro. Tibia amarillenta jaspeada con gris; parte mesal blanquecino; Espolón apical y subapical blanco amarillento escasamente con negro; espolón apical interno, casi dos veces la longitud del externo; espolón subapical interno, casi dos veces la longitud del externo. Tarsos amarillentos moteando con marrón (en otros especímenes grisáceo), parte distal crema. **Ala anterior.** Longitud del ala anterior (17 - 18 mm) (n= 3). **Faz dorsal,** marrón. Línea basal negra. Línea antemedial negra. Mancha orbicular con borde y centro negro, ovalado y alargado hacia la mancha reniforme. Mancha subreniforme ausente. Mancha claviforme negra. Mancha reniforme

con borde negro y centro oscuro, con una raya en la M_2-M_1 hasta la línea subterminal, aumentando en área de forma triangular hasta el termen. Línea medial negro. Línea postmedial negro en zigzag. En el margen costal, puntos crema en la parte distal de la Sc , R_1 y R_2 . Línea subterminal marrón. Línea terminal marrón. Entre la línea subterminal y terminal, una mancha alargada negra en las celdas R_4-R_5 , R_5-M_1 , M_1-M_2 , M_2-M_3 , M_3-Cu_1 , Cu_1-Cu_2 , Cu_2-2A . Franja marrón, escasamente con crema. **Faz ventral**, blanquecina. Margen costal crema moteado escasamente con negro y borde crema moteado con negro. Parte distal del ala, escasamente moteada con marrón claro. A la altura de la línea terminal, marrón oscuro, ligeramente triangular, en la parte media de las celdas. A la altura de la línea subterminal, una mancha redondeada grisácea en la R_3-R_4 y una mancha grisácea sobre R_5 , M_1 , M_2 , M_3 , Cu_1 y Cu_2 . Franja crema, escasamente con marrón. **Ala posterior. Faz dorsal**, ligeramente hialina. En la parte proximal de la celda costal y $Sc+R_1-Rs$ blanquecino. Celda anal blanco y $2A-3A$ con escamas blanco. Franja blanca. **Faz ventral**, ligeramente hialina. Celda costal, $Sc+R_1-Rs$ y $Rs-M_1$ blanquecino, escasamente con gris. Franja blanca. **Abdomen**. Marrón claro grisáceo. Primer y segundo tergite con escamas filiformes en forma de cresta en su parte ántero-medial. Esternitos más claro que los tergitos (en otros especímenes con escamas grisáceo). **Genitalia** (Fig. 25) (#KML, 013-MUSM). Saccus ligeramente semiesférico, más ancho que largo. Parte apical del vinculum con una pequeña proyección esclerosada. En vista dorsal, tegumen alargado y unido a la parte basal del uncus, anteriormente en forma de "V" invertida; tegumen y base del uncus en forma campaniforme. Tegumen, ligeramente más ancho que largo; parte media del tegumen ensanchado y curvado hacia la parte mesal, margen posterolateral ovalado. Partes latero-distales de la base del uncus con una pequeña área membranosa. En vista dorsal, uncus alargado, con parte proximal ligeramente hastada, en la base de la parte media se ensancha en forma rectangular, en su parte distal se hace aguzado; parte apical del uncus se curva ligeramente, parte media y distal con setas. En vista lateral, uncus curvado y ligeramente sinuoso. Parte basal del tubo anal con dos bandas esclerosadas.

Valvas en vista lateral, alargada. Cucullus y valvula fusionados. Parte anterior de la valva alargada. Sacullus con la base casi recta, valva hacia la parte subdistal ligeramente amplia, con el margen superior e inferior casi recta, se estrecha y alarga hacia la parte distal; parte distal de la valva de forma casi lanceolada, más larga que ancha casi el doble de longitud que el ancho de su base, con el margen de la parte apical casi aguda. Ampulla curvada, casi de la misma longitud de la parte distal de la valva. Juxta más ancha que larga, ligeramente trapezoidal, parte basal con una proyección esclerosada; margen distal escotado con una proyección ligeramente profunda en forma de "V". Aedeago casi recto y membranoso, con la parte distal esclerosado siendo las dos séptimas partes de la parte membranosa. Vesica bastante alargada y angosta, cerca de 11 veces la longitud de aedeago; en la parte próximo-dorsal de la vesica, posterior a las bandas esclerosadas, presencia de un pequeño parche de espículas, y hacia su parte ventral una proyección globosa.

Hembra: No se encontró.

Distribución: Hemisferio occidental, excepto los polos (San Blas 2014).

Comentarios: Los especímenes de este estudio presentan una coloración más clara, como la variación que presentan especímenes de Brasil descrito por San Blas (2014).

5.1.1.3. Género *Feltia* Walker, 1856 (Noctuidae, Noctuinae)

5.1.1.3.1. *Feltia deprivata* (Walker, 1857)

(Figs. 12, 26, 27)

Material examinado: Perú, Ancash, 1 ♀, Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 03.v.2017, K. Mantilla (MUSM, Genitalia ♀ #KML-016, MUSM). Lima, 1♀, Cañete (C.P San Benito), 13°2'19.115"S, 76°22'58.587"W, 83m, 08.v.2017, K. Mantilla (MUSM). Ica, 1♂, Salas (Pampas de Villacurí), 13°54'56.917"S, 75°56'51.414"W, 340 m, 23.vi.2017, K. Mantilla (MUSM, Genitalia ♀ #KML-029, MUSM);

3♀, ídem excepto, 21.vi.2017, K. Mantilla (1 ej. ♀ SENASA, 2 ej. ♀ MUSM, Genitalia ♀ #KML-030, MUSM, Genitalia ♀ #KML-055, MUSM); 1♀, ídem excepto, 22.vi.2017, K. mantilla (SENASA); 1♂, 1♀, ídem excepto, 23.vi.2017, K. mantilla (1 ej. ♀ SENASA, 1ej. ♂ MUSM, Genitalia ♀ #KML-029, MUSM).

Diagnosis: Frontoclypeus con una protuberancia. Ala anterior marrón, con una mancha orbicular circular y mancha reniforme alargada; área oscura entre la mancha orbicular y reniforme. Genitalia macho, juxta alargada con proyecciones laterales, ligeramente piriforme; transtilla esclerosada; aedeago recto y esclerosado. Genitalia hembra, ducto de la bursa estrecha y membranosa, y corpus bursae membranoso.

Descripción. Macho (Fig.12A-B). **Cabeza.** Proboscis marrón claro. Primer y segundo palpo labial recurvados hacia arriba, con el tercer palpo casi extendido horizontalmente, hasta la altura de la parte basal del frontoclypeus. Primer palpómero amarillento; escamas negras en la superficie ectal desde la base hasta la parte subdistal. Primer palpómero casi dos veces la longitud del segundo. Segundo palpómero marrón oscuro, con escamas amarillentas en la parte basal, distal y, escasamente en la parte anterior. Tercer palpómero marrón. Tercer palpómero casi de la misma longitud como el primero. Frontoclypeus amarillento, marrón y jaspeado con gris; partes laterales amarillento jaspeado con negro; en la parte central del frontoclypeus, presencia de una estructura casi circular marrón de borde negro, con una pequeña protuberancia en su parte media. Vertex marrón grisáceo jaspeado con crema. Occiput amarillento, escasamente con negro. Postgena amarillenta y una hilera negra; en la parte lateral y ventral del ojo compuesto negro. Margen ocular blanco. Alveolo antenal amarillento. Escapo y pedicelo amarillento escasamente jaspeado con negro. Antena marrón grisácea, escasamente crema paralela a la parte mesal del pedicelo; parte proximal y la mitad de su parte media biseriadas, la otra mitad hasta la parte distal filiforme. Parte proximal del flagelómero ancho, siendo el doble del ancho del eje del flagelómero de la parte media, que va disminuyendo de grosor hacia su parte distal. **Tórax.** Patagia marrón. Tegula marrón y con escasas escamas negras en la parte ántero-mesal y a lo largo de la parte mesal.

Mesoescutum y mesoescutellum marrón grisáceo jaspeado con crema. Metaescutellum amarillento; escamas piliformes amarillentas en la parte lateral. Pleura amarillenta. Primer par de patas, con coxa amarillenta, jaspeada con negro. Fémur amarillento, con escamas grisáceo; parte posterior amarillenta jaspeada con negro; parte anterior y posterior distales con una mancha negra. Tibia grisácea, escasamente con escamas amarillentas y marrón; presencia de cuatro espinas en la parte anterior y posterior, y dos espinas en la parte látero-distal; parte mesal amarillento. Epiphysis marrón, cubierto con escamas piliformes amarillentas. Segmentos tarsales grisáceos (en otros especímenes negros), con escasas escamas amarillentas, y con un anillo amarillento en la parte distal. Segundo par de patas, con coxa amarillenta. Fémur amarillento, con escamas grisáceas; parte posterior amarillenta, jaspeada, escasamente con escamas negras; parte anterior y posterior distales con una mancha negra. Tibia grisácea, moteada escasamente con amarillo y marrón, distalmente amarillento; parte ectal amarillento (en otros especímenes escasamente moteado con gris); parte anterior amarillento; espolón apical amarillento con una mancha negra en la parte media; espolón interno casi dos veces la longitud del externo; presencia de espinas en la parte ectal y distal. Segmentos tarsales grisáceos (en otros especímenes negros), con escasas escamas amarillentas, y con un anillo amarillento en la parte distal. Tercer par de patas, con coxa amarillenta. Fémur amarillento, con escamas grisáceas; parte ectal amarillenta; parte posterior amarillenta jaspeada escasamente con escamas negro; parte anterior y posterior distales con una mancha negra. Tibia grisácea, escasamente con marrón y amarillo, distalmente amarillento; parte ectal amarillento (en otros especímenes escasamente con gris); parte anterior amarillenta; espolón apical y subapical amarillento con una mancha negra; espolón apical interno, casi dos veces la longitud del externo; espolón subapical interno, casi dos veces la longitud del espolón subapical externo; presencia de espinas en la parte ectal y distal. Segmentos tarsales grisáceos (en otros especímenes negros), escasamente con marrón, blanco y amarillo, y con la parte distal amarillenta, y con un anillo amarillento en la parte distal. **Ala anterior.** Longitud del ala anterior (16.5 mm) (n=

1). **Faz dorsal**, marrón, ligeramente grisácea. Línea basal con dos líneas negras (indiferenciadas en algunos especímenes), con la parte central marrón claro. Línea antemedial con dos líneas negras (indiferenciadas en algunos especímenes), con la parte central marrón claro. Mancha orbicular circular crema rodeado con negro. Mancha claviforme ausente. Línea medial ausente. Mancha claviforme ausente. Mancha reniforme alargada, crema (en otros especímenes amarillento) bordeado con negro o marrón claro. Mancha subreniforme ausente. Entre la línea antemedial, comprometiendo la mancha orbicular hasta la base de la mancha reniforme, presencia de un área negra. Línea postmedial con dos líneas negras, con la parte central crema a marrón claro. Línea subterminal ausente. Línea terminal negro, con manchas oscuras, ligeramente triangulares, en el medio de las celdas R₃-R₄ hasta la celda Cu₂-2A. Franja amarillenta jaspeada con gris. **Faz ventral**, amarillenta. Margen costal amarillento escasamente con escamas marrón, y borde marrón. Parte distal del ala con escamas marrón. En la celda discal hasta la altura de la línea postmedial cubierto por escamas grisáceo (en otros especímenes marrón). En la 1A-2A y celda anal blanquecina, parte distal ligeramente amarillenta. Línea terminal similar a la faz dorsal. Franja amarillenta.

Ala posterior. Faz dorsal ligeramente hialina. En la parte proximal de la celda costal y Sc+R₁-Rs blanquecina, cubierta por escamas marrón claro. Celda anal y 2A -3A blanca. Franja blanca. **Faz ventral**, ligeramente hialina. Celda costal, Sc+R₁-Rs y Rs-M₁ crema con dispersas escamas blanco y marrón. Franja blanca. **Abdomen**. Amarillento, cubierto con escasas escamas dispersas blanquecinas. Esternitos amarillentos, escasamente con marrón. **Genitalia macho** (Fig.26) (#KML, 029-MUSM). Saccus más subtriangular que semiesférico, anteriormente con una pequeña proyección en forma de espina; parte posterior del vinculum con una curvatura hacia la parte mesal. En vista dorsal, tegumen alargado y unido a la parte basal del uncus; tegumen, anteriormente en forma de "V" invertida con el ápice de la parte más angosta en forma redondeada, parte media con una concavidad. Parte ántero-ventral del tegumen hinchado. En vista dorsal, uncus alargado. En vista lateral, uncus curvado en la parte anterior, hacia la parte media se

ensancha en forma de gancho y distalmente se adelgaza y alarga, manteniendo una forma recta, parte apical ligeramente agudo. Parte basal del tubo anal con dos placas alargadas esclerosadas. Valva en vista lateral, alargada. Parte proximal de la valva en la región interna, cerca de la costa presencia de un esclerito alargado en forma de lóbulo con la base ancha que hacia su parte distal se adelgaza, margen apical ligeramente redondeado y con numerosas setas, siendo cerca de la mitad de la longitud de la ampulla. Parte proximal de la valva curvada, hacia la parte media se hace más amplia con la región ventral y dorsal con una ligera curvatura; margen ventral de la parte subdistal de la valva ligeramente redondeada; Parte distal de la valva se proyecta hacia la parte dorsal; parte distal corta, tan larga como ancha, la parte apical termina abruptamente con una pequeña proyección en forma triangular. Ampulla curvada hacia la parte dorsal, apicalmente en forma obtusa casi plegada a los lados que en vista lateral da la impresión de tener forma aguda, casi el doble de longitud que la parte distal de la valva. Juxta alargada, curvada a los costados hacia la parte dorsal, posteriormente con una abertura estrecha en forma rectangular, anteriormente en forma aguda; proyecciones laterales de la juxta, ligeramente piriforme. Transtilla esclerosada con dos bandas estrechas, la parte basal ligeramente más ancha y unida a la costa, parte distal unida a las partes laterales esclerosadas del anellus. Anellus membranoso, en las partes laterales con dos placas ovaladas esclerosadas, estrecho en su parte basal, y ligeramente esclerosada en la parte posterior de la juxta. Aedeago recto y esclerosado; vesica ligeramente evertido ventralmente, siendo casi tres veces la longitud del aedeago; placa esclerosada estrecha que se proyecta desde la parte ventral del aedeago hasta la parte externa de la primera porción de la vesica, hacia su parte dorsal se forma una proyección globosa de la vesica. Ancho de la vesica casi tanto como el ancho del aedeago.

Hembra (Fig. 12C-D). Longitud del ala anterior (17.5 - 19 mm) (n= 7). Similar al macho, excepto por lo siguiente: algunos especímenes hembras son ligeramente más oscuras que los machos. Antenas filiformes. Retinaculum marrón, con tres cerdas. **Genitalia**

(Fig. 27) (#KML, 055-MUSM). Apófisis posterior un poco más de dos veces la apófisis anterior. Ductus bursae estrecha y membranosa, un cuarto más largo que la apófisis posterior; en vista dorsal, una pequeña proyección globosa en la parte medio-lateral. Corpus bursae membranoso, ligeramente globoso en su ápice, longitud un poco más de dos veces la longitud de la apófisis posterior; sin signum. Apéndice de la bursa membranoso, ligeramente piriforme con la parte anterior más angosta con ductus de la bursa estrecho; longitud del apéndice de la bursa casi de la misma longitud que el corpus bursae.

Distribución: De amplia distribución en América del Sur, reportadas en Ecuador, Perú, Argentina y Chile (San Blas & Agrain 2017).

Comentarios: *Feltia deprivata* fue considerada sinónimo más reciente de *Agrotis bilutura* [= *Pseudoleucania bilutura* (Guenée)], ahora ambos nombres son considerados válidos (San Blas & Agrain 2017).

5.1.1.4. Género *Helicoverpa* Hardwick, 1965 (Noctuidae, Heliethinae)

5.1.1.4.1. *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850)

(Figs. 13, 28, 29)

Material examinado: Perú, Lima, 1 ♂, 1 ♀, Cañete (C.P San Benito), 13°2'19.115"S, 76°22'58.587"W, 83m, 09.v.2017, K. Mantilla (Genitalia ♂ #KML-001, SENASA; Genitalia ♀ #KML-002, SENASA).

Diagnosis: Primer par de alas marrón claro, con mancha orbicular circular amarillenta y mancha reniforme marrón; segundo par de alas, con marrón en la región del ápex, termen y tornus. Genitalia macho. Parte ántero-dorsal de la vesica con tres proyecciones globosas, dos medianas más notorias y una pequeña. Genitalia hembra, corpus bursae en forma oblonga con cuatro signum.

Descripción. Macho (Fig. 13A-B). **Cabeza.** Proboscis marrón. Primer y segundo palpo labial recurvados hacia arriba, con el tercer palpo ligeramente porrecto; palpos labiales llegan hasta cerca de la parte media del frontoclypeus. Primer palpómero blanquecino

(en otros especímenes amarillento), escasamente con escamas marrones en su parte distal. Primer palpómero casi de la misma longitud que el segundo. Segundo y tercer palpómero amarillentos. Segundo palpómero escasamente con escamas marrón rojizo a lo largo de la parte ectal; parte mesal amarilla. Tercer palpómero, escasamente moteado con marrón y rojo; blanquecino en su parte mesal; casi tres veces más pequeño que el segundo. Frontoclypeus marrón claro. Vértex marrón claro. Occiput marrón claro. Postgena marrón claro, escasamente con negro y blanco basalmente; una hilera de escamas negras en la parte lateral e inferior al ojo compuesto. Alveolo antenal blanquecino. Escapo y pedicelo marrón claro, escasamente moteado con marrón y rojo en la parte mesal; ligeramente blanquecino en la parte ectal. Antena filiforme marrón claro. **Tórax.** Patagia marrón claro, moteado distalmente con blanco. Tegumen marrón claro; parte pósterio-ectal crema. Mesoescutum y mesoescutellum marrón claro. Metaescutellum crema con escamas piliformes blanquecinos en la parte lateral. Capucha timpánica con escamas blancas. Pleura blanquecina, ligeramente amarillenta. Primer par de patas, con coxa marrón claro. Fémur amarillento; parte ectal blanco. Tibia amarillenta con escamas grisáceas (en algunos especímenes con rojo); parte ectal blanquecino. Presencia de tres espinas en la parte anterior, y dos espinas engrosadas en la parte ántero y pósterio distal, siendo la espina interna un poco más de la mitad del externo. Epiphysis marrón, de la misma longitud que la tibia, cubierto con escamas piliformes amarillentos. Segmentos tarsales amarillentos, con escamas grisáceas y rojizas. Segundo par de patas, con coxa marrón claro. Fémur blanquecino (en otros ligeramente amarillento), escasamente con escamas grisáceas; parte posterior amarillento; blanco en la parte ectal. Tibia blanquecina (en otros ligeramente amarillento), moteado con gris; parte ectal blanquecina; presencia de dos hileras de tres pares de espinas en la parte medio-ectal desde la mitad de la longitud de la tibia hasta su parte distal; amarillento en la parte ántero-distal; espolón apical amarillento; espolón interno casi dos veces del externo. Segmentos tarsales amarillentos, con escasas escamas grisáceas y rojizas. Tercer par de patas, con coxa marrón claro. Fémur

blanquecino (en otros ligeramente amarillento) con escamas grisáceas, parte posterior amarillento; blanco en la parte ectal. Tibia blanquecina (en otros ligeramente amarillentos) moteada con gris, cubierto con escamas alargadas amarillentas; parte ectal blanco; parte proximal grisáca; presencia de dos hileras de cuatro a cinco pares de espinas, casi paralelas, en la parte medio-ectal a la altura de los espolones subapicales hasta su parte distal; espolón apical y subapical amarillento; espolón apical interno, casi dos veces la longitud del externo; espolón subapical interno, casi dos veces la longitud del externo. Segmentos tarsales amarillentos, escasamente con escamas grisáceas. **Ala anterior.** Longitud del ala anterior (17.5 mm) (n=1). Dorsal, marrón claro. Línea basal marrón (en otros indistinguibles). Línea antemedial marrón tenue. Mancha orbicular circular amarillenta, con borde y centro marrón. Mancha claviforme ausente. Línea medial marrón tenue proyectándose y atravesando la mancha reniforme. Mancha reniforme marrón. Línea postmedial en forma de sombra marrón. Línea subterminal marrón. Entre la línea postmedial y subterminal una mancha marrón. Línea terminal amarillenta. Entre la línea subterminal y terminal un área amarilla clara. Margen Costal con escamas marrones dispersas. En el margen costal, manchas amarillentas intercaladas con marrón en las áreas postmedial y subterminal. Franja marrón con una línea basal amarillenta. Lado ventral, marrón claro amarillento, ligeramente blanquecino en el área basal, antemedial, medial y postmedial; con escamas amarillentas en la 1A-2A y la celda anal. Margen costal amarillento, escasamente moteado con marrón; manchas marrones intercaladas en la mancha marrón en el área subterminal y terminal. Mancha orbicular y reniforme marrón. Una mancha marrón entre las líneas postmedial y subterminal de la parte dorsal del ala. Amarillo claro entre las líneas subterminal y terminal de la parte dorsal del ala. Línea terminal amarillenta. Franja marrón. **Ala posterior. Faz dorsal**, blanquecina, con la parte subdistal del ala amarillento, cubierto con marrón en la región del ápex, termen y tornus, excepto en la parte casi distal de la M₃-Cu₁ y Cu₁-Cu₂ (en otros especímenes está cubierto con marrón). Venas marrones y una mancha discal marrón tenue. Celda anal con un área estrecha amarillenta.

Amarillento en el margen anal. Franja blanquecina y amarillenta en su base. Lado ventral, amarillento con blanquecino, y escasamente con marrón. Franja blanquecina, amarillento en su base. **Abdomen.** Marrón claro amarillento con escamas dispersas marrones; parte posterior de cada terguito amarillo intenso. Primer y segundo terguito, con escamas filiformes en forma de cresta en su parte ántero-medial. Esternitos más blanquecino que los terguitos. Capucha timpánica blanco. **Genitalia** (Fig. 28) (#KML, 001-SENASA). Saccus semiesférico, parte media con una ligera proyección hacia la parte dorsal; parte anterior del saccus con una pequeña proyección. En vista dorsal, tegumen alargado, siendo casi la tercera parte de la longitud total de la valva, con la parte posterior ligeramente más angosta, anteriormente en forma de "V" invertida; tegumen y base del uncus campaniforme. Uncus en vista dorsal alargado y con diámetro constante; parte dorsal con setas. En vista lateral, uncus curvo hacia la parte ventral, parte apical termina abruptamente en punta, en forma de espina bastante esclerosada y curva hacia la parte anterior. Parte dorsal del tubo anal con dos placas estrechas y esclerosadas en las partes laterales, hacia la parte posterior se hace más amplio; parte ventral del tubo anal con dos placas laterales, en su parte medio-mesal con una muesca en forma triangular. Valvas en vista lateral alargada, parte proximal más estrecho que va en pendiente aumentando en área hacia la parte media; margen de la parte medio-ventral casi recta, hacia la parte subdistal aumenta ligeramente en área y se curva; margen de la parte dorsal en la región media y subdistal, casi recta; la parte anterior de la valva se proyecta cortamente hacia la parte dorsal, siendo tan ancho como largo. Transtilla en forma oblonga, apicalmente libres. Anellus ligeramente membranoso, en las partes laterales, horizontalmente, presencia de dos placas alargadas, esclerosadas, casi rectangulares y ligeramente curvas hacia la parte mesal, en la parte apical no se unen. Juxta casi rectangular, con la parte posterior ligeramente proyectada hacia la parte dorsal; partes laterales, anterior y posterior ligeramente proyectadas. Aedeago esclerosado, hacia la parte posterior se adelgaza, terminando en forma de cúspide. Vesica ligeramente evertida ventralmente, siendo un poco más del doble de longitud

que el largo del aedeagus; parte ántero-dorsal de la vesica con tres proyecciones globosas, dos medianas más notorias y una pequeña. Vesica con cerca de 17 espiras con numerosos cornuti.

Hembra: (Fig. 13C-D). Longitud del ala anterior (18.5 mm) (n=1). Similar al macho, variando en su coloración siendo estas más oscuras y con los patrones alares más marcados. Retinaculum marrón, con tres cerdas. **Genitalia** (Fig. 29) (#KML, 002-SENASA). Apófisis posterior un cuarto más pequeño que la anterior. Ductus bursae membranoso, casi de la misma longitud como la apófisis anterior, mitad anterior ligeramente esclerosado. Corpus bursae en forma oblonga, más estrecho en su parte posterior; corpus bursae más de dos veces la longitud de la apófisis anterior; cuatro signum, tres placas alargadas casi de la misma longitud que la apófisis anterior, dos visibles en vista dorsal y una en vista ventral; en vista dorsal, una cuarta placa pequeña siendo la cuarta parte de la longitud de la apófisis anterior ubicado en la parte anterior de su región subdistal, opuesto al apéndice de la bursa. Apéndice de la bursa ligeramente esclerosado, siendo un poco más del doble del corpus bursae; apéndice con 11 vueltas; en vista ventral, ducto seminalis nace de la parte látero-apical.

Distribución: Ampliamente distribuida en el Nuevo Mundo (Hardwick 1965).

5.1.1.5. Género *Chrysodeixis* Hübner, [1821] (Noctuidae, Plusiinae)

5.1.1.5.1 *Chrysodeixis includens* (Walker, [1858])

(Figs. 15, 31, 32)

Material examinado: Perú, Ancash, 2 ♂, 1 ♀, Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 03.v.2017, K. Mantilla (MUSM, Genitalia ♂ #KML-07, MUSM); 2 ♂, 2 ♀, ídem excepto, 05.v.2017, K. Mantilla, (1 ej. ♂ y 1 ej. ♀ SENASA; 1 ej. ♂ y 1 ej. ♀ MUSM; Genitalia ♂ #KML-025, MUSM y Genitalia ♀ #KML-08, MUSM).). Lima, 3 ♀, Cañete (C.P San Benito), 13°2'19.115"S, 76°22'58.587"W, 83m, 09.v.2017, K. Mantilla (MUSM).

Diagnosis: Alas marrones, parte dorsal, entre la base de Cu₁-Cu₂ y en la Cu₂-1A con un área redondeada con borde plateado y en el área postmedial de la Cu₂-1A un área plateada redondeada. Genitalia macho, saccus estrecho y alargado; valvas alargadas casi el doble de longitud que el saccus; juxta ligeramente rectangular y aedeago con una placa alargada y esclerosada en su parte ventral. Genitalia hembra, ductus bursae membranoso, alargado y estrecho.

Descripción. Macho (Fig. 15A-B). **Cabeza.** Proboscis marrón claro. Palpos labiales recurvados hacia arriba, llegando hasta la parte superior del frontoclypeus. Primer, segundo y tercer palpómeros cremas, con escamas marrones en la superficie ectal. Primer palpómero cerca de la mitad de la longitud del segundo. Tercer palpómero casi dos veces la longitud del segundo. Frontoclypeus marrón claro jaspeado con blanco. Vértex marrón, con la parte posterior grisácea jaspeada con blanco. Occiput amarillento, escasamente jaspeado con blanco. Postgena amarillenta jaspeada con blanco, escasamente con negro. Margen ocular blanco. Alveolo antenal blanquecino. Escapo y pedicelo marrones, con anillo distal blanco, y con escamas alargadas; parte ectal blanquecina. Antenas filiformes, con escamas a la altura de la parte mesal del escapo, marrón en la parte proximal que se va aclarando hacia la parte distal. **Tórax.** Patagia marrón claro, con escamas alargadas, jaspeada con blanco; en la mitad horizontal, con un área semicircular negro jaspeado con blanco. Técula marrón claro jaspeada con blanco. Mesoescutum marrón claro y grisáceo jaspeados con blanco; parte posterior con escamas largas y filiformes en forma de cresta. Mesoescutellum grisáceo. Metaescutellum blanquecino cubierto por escamas negras; escamas piliformes amarillentas en la parte lateral. Primer par de patas, con coxa con abundantes escamas marrón jaspeada con blanco. Fémur marrón, escasamente con escamas crema; parte posterior crema jaspeada con gris y blanco. Tibia marrón escasamente con escamas crema; parte anterior marrón jaspeada con blanco. Epiphysis marrón. Tarsos marrones con escamas crema; parte distal crema. Segundo par de patas, con coxa crema. Fémur marrón con escamas crema; parte distal blanco. Tibia marrón con escasas escamas

crema; parte distal blanco; espolón apical blanquecino con escasas escamas marrones en la parte media; espolón interno un poco más de dos veces la longitud del espolón externo. Tarsos marrones con crema; parte distal crema. Tercer par de patas, con coxa crema. Fémur marrón con escamas crema; parte ectal crema. Tibia marrón, escasamente con escamas crema; parte distal blanca; espolón apical y subapical crema con una mancha marrón en la parte media; espolón apical interno, sobrepasando un poco más de la mitad de la longitud del externo; espolón subapical interno, sobrepasando un poco más de la mitad de la longitud del externo. Tarsos marrones con escamas crema; parte distal crema. **Ala anterior.** Longitud del ala anterior (15.5 - 17 mm) (n= 4). **Faz dorsal**, marrón. Línea basal, con una línea plateada. Una mancha grisácea, escasamente con escamas marrones en la parte subdistal del área antemedial. Línea antemedial oblicua plateada, abarcando solo la Cu₂-2A y atravesando la celda anal. En la celda discal, presencia de un área blanquecina ovalada, oblicua y alargada que abarca aproximadamente la parte subproximal llegando hasta la parte media de la celda; grisácea en la parte posterior al área blanquecina llegando a la parte subdistal de la celda, abarcando la mitad horizontal y disminuyendo en área hacia la parte distal de la celda. Área medial, postmedial, subterminal y terminal con parches marrón plateado. En el área medial entre la base de Cu₁-Cu₂ y en la Cu₂-1A, presencia de un área redondeada con borde plateado y, escasamente con escamas crema en su parte central. En el área postmedial de la Cu₂-1A un área plateada redondeada con la parte proximal ovalada. Línea postmedial marrón, doble hasta la M₁; ligeramente indiferenciada en M₃-Cu₁ y Cu₁-Cu₂ con un área marrón oscuro abarcando la parte subdistal del área postmedial; en la Cu₂-2A área crema. Línea subterminal con una línea marrón, con un parche crema en la base de la R₃-R₄ y R₄-R₅. En el área terminal una línea blanquecina en la R₃-R₄ y R₄-R₅ haciéndose más amplio en la base de la M₁ proyectándose a la M₁-M₂, M₂-M₃, M₃-Cu₁ hasta la Cu₁-Cu₂. Entre la línea postmedial y la línea blanquecina, distalmente marrón claro siendo contigua a la línea blanquecina. Un parche crema en el área terminal de la Cu₂-2A y la celda anal. Línea terminal marrón

oscuro. Franja marrón claro con blanco; parte proximal de la franja marrón oscuro; parte distal de la franja con escamas en forma flabelada. **Faz ventral**, marrón oscuro. Margen costal amarillento, en el tercer tercio del ala con cuatro manchas marrones intercaladas; en la celda costal crema, con dispersas escamas marrones; Sc-R₁, R₁-R₂ y R₂-R₃ amarillento. R₃-R₄ crema con escasas escamas dispersas marrones. Sombras amarillentas de las áreas redondeadas plateadas visibles en vista dorsal. Región basal de la Cu₂-2A y celda anal, blanquecina. Línea terminal marrón. Franja crema con marrón. **Ala posterior. Faz dorsal**, Marrón. Base de la celda costal y Sc-R₁ amarillentas. Franja crema con marrón. Lado ventral, marrón. Presencia de una línea postmedial y una línea subterminal. Celda anal amarillenta. Franja crema con marrón. **Abdomen**. Marrón. Primer, segundo y tercer tergito, con escamas en forma de cresta. Esternitos crema con escasas escamas dispersas marrones. **Genitalia** (Fig. 31) (#KML, 025-MUSM). Saccus estrecho y alargado, con el ápice agudo, siendo casi la mitad de la longitud total de la valva. En vista dorsal, tegumen alargado y unido a la parte basal del uncus; tegumen casi de la misma longitud que el saccus; tegumen anteriormente en forma de "V" invertida, con la parte posterior en forma ovalada. En vista dorsal, uncus alargado; en vista lateral, uncus ampliamente curvo hacia la parte ventral; diámetro del uncus se mantiene hasta la parte distal, donde ligeramente aumenta de ancho, terminando en forma aguzada, con la parte apical en punta y curva hacia la parte anterior. Parte dorsal del tubo anal con una placa casi rectangular más ancha que larga con las partes laterales más estrechas que se dirigen hacia la parte ventral, con el margen de la parte posteromedial curva. En vista lateral, valvas alargadas, siendo el doble de longitud que el saccus. Parte anterior de la valva más estrecha que la parte distal; parte proximal de la valva estrecha que va aumentando de área, luego ligeramente se curva y hacia la parte distal se ensancha; parte posterior de la valva ligeramente en forma redondeada. Proceso costal basal en forma alargada y aguzada en su parte distal, apicalmente en forma de gancho, curvo hacia la parte anterior, siendo un tercio de la longitud del saccus. En la parte proximal de la valva, en la parte interna,

entre el sacculus y la costa, presencia de un esclerito alargado, bastante estrecho, hacia su parte distal se ensancha en forma oblonga, ligeramente curvo hacia la parte dorsal, siendo un poco más de la longitud del saccus. En la región interna de la parte proximal de la valva, cerca de la parte basal del sacculus, presencia de un esclerito alargado con la parte apical ovalado y con numerosas setas, siendo casi dos tercios de la longitud del saccus. Anellus membranoso, con una placa esclerosada alargada en forma casi rectangular y curva hacia la parte mesal, más ancho que largo con sus extremos ovalados, la parte posterior se proyecta, se curva, se dobla hacia la parte ventral y se hace ligeramente más estrecha en forma casi triangular. Juxta ligeramente rectangular, siendo su longitud casi el doble de su ancho; parte póstero-medial con una pequeña proyección en forma triangular. Aedeado ligeramente membranoso en su parte anterior con una placa alargada y esclerosada en su parte ventral, estrecho en su parte media; coecum ligeramente redondeado; parte posterior esclerosado, dentro de esta estructura, presencia de una membrana ligeramente redondeada, hacia su parte dorsal se alarga en su parte ventro-basal con una placa esclerosada, hacia su parte distal ligeramente esclerosado. Vesica membranosa y alargada, hacia su parte posterior se estrecha; en la parte subproximal, en su region ventral, presencia de una corta hilera con espículas. Vesica más de tres veces la longitud del adeago.

Hembra (Fig. 15C-D). Longitud del ala anterior (14.5 – 18.5 mm) (n= 6). Similar al macho excepto por lo siguiente: retinaculum marrón, con dos cerdas. **Genitalia** (Fig. 32) (#KML, 026-MUSM). Apófisis posterior un cuarto más largo como la anterior. Ductus bursae membranoso, alargado y estrecho, siendo casi el doble de la apófisis posterior. Corpus bursae membranoso, alargado en forma casi oblonga, siendo casi el doble de longitud del ductus bursae; sin signum. Apéndice de la bursa alargado y membranoso, manteniendo su ancho hasta la parte distal; parte apical agudo y con ducto seminalis; casi tres veces el largo del corpus bursae.

Distribución: Ampliamente distribuida desde Florida hasta California y América del Sur (Eichlin & Cunningham 1978).

5.1.1.6. Género *Elasmopalpus* Blanchard, 1852 (Pyralidae, Phycitinae)

5.1.1.6.1. *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller, 1848)

(Figs. 16, 33, 34)

Material examinado: Perú, Ancash, 2 ♂, Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 03.v.2017, K. Mantilla (1 ej. MUSM, 1 ej. SENASA); 1 ♀, ídem excepto (MUSM); 2 ♂, 3 ♀, ídem excepto, 04.v.2017, K. Mantilla, (3 ej. SENASA; Genitalia ♂ #KML-018, MUSM); 2 ♂, 5 ♀, ídem excepto, 05.v.2017, K. Mantilla (MUSM; Genitalia ♂ #KML-019, MUSM). Lima, 4 ♂, 2 ♀, Cañete (C.P. San Benito), 13°2'19.115"S, 76°22'58.587"W, 83m, 08.v.2017, K. Mantilla (MUSM); 2 ♂, ídem excepto, 09.v.2017 (Genitalia #KML-017, MUSM; #KML-023, MUSM). Ica, 6 ♂, 3 ♀, Salas (Pampas de Villacurí), 13°54'56.917"S, 75°56'51.414"W, 340 m, 21.vi.2017, K. Mantilla (3 ej. ♂ y 1 ej. ♀ SENASA; 3 ej. ♀ y 2 ej. ♀ MUSM); 2 ♂, 3 ♀, ídem excepto, 22.vi.2017, K. Mantilla (1 ej. ♀ SENASA, 1 ej. ♀ y 3 ej. ♀ MUSM).

Diagnosis: Cabeza con Chaetosemata oval en las partes laterales del vértex. Ala anterior marrón. Genitalia macho, tegumen alargada, casi la mitad de la longitud de la valva; uncus en forma subtriangular; juxta alargada y las partes laterales con proyecciones esclerosadas; vesica con cornuti en la base de la parte medio-dorsal. Genitalia hembra, presencia de signum en forma de dos placas alargadas con espículas ubicadas opuestamente.

Descripción. Macho. (Fig. 16A-B). **Cabeza.** Proboscis marrón; en la parte ectal de su primera porción, cubierto con escamas marrón claro. Palpo maxilar con abundantes escamas alargadas amarillentas de similar longitud que el segundo palpo labial, ubicados en la parte mesal del segundo palpo labial. Palpos labiales bastante desarrollados, recurvados hacia arriba, con el segundo y tercer palpómero recto y sobrepasando el vértex. Primer, segundo y tercer palpómeros marrón claro, escasamente con escamas negras. Primer palpómero dos veces la longitud del tercer palpómero. Tercer palpómero, quinta parte de la longitud del segundo. Frontoclypeus marrón oscuro, ligeramente grisáceo; parte superior con marrón claro. Vértex marrón

claro. Chaetosemata oval en las partes laterales del vértex, rodeado con blanco. Occiput marrón claro. Postgena marrón claro. Alveolo antenal marrón claro. Escapo y pedicelo marrón oscuro, escasamente con marrón claro; parte posterior con marrón claro. Antena filiforme marrón oscuro, a la altura de la parte mesal del pedicelo, en la parte proximal ligeramente curvo, en la parte próximo-mesal con escamas oscuras modificadas; parte posterior marrón claro. **Tórax.** Marrón claro. Pleura marrón claro, ligeramente blanquecino. En algunos especímenes la coloración es ligeramente más oscura. Primer par de patas, con coxa crema, escasamente con escamas marrón oscuro; parte mesal crema. Fémur amarillento, con marrón claro y marrón oscuro (en otros especímenes negros); parte mesal crema. Tibia marrón oscuro, escasamente con escamas marrón claro; parte mesal crema. Epiphysis marrón, casi de la misma longitud como la tibia, cubierto con crema que nacen de la parte proximal de la tibia; parte anterior cubierto con marrón oscuro. Tarsos marrones oscuros, con la parte apical crema. Segundo par de patas, con coxa marrón. Fémur marrón, escasamente con escamas de tonos claros; parte ectal amarillento. Tibia marrón; parte ectal amarillenta. Espolón apical crema (en otros especímenes con escamas marrones dispersas); espolón interno, tres veces la longitud del externo. Tarsos marrones oscuros, con un anillo distal amarillento. Tercer par de patas, con coxa marrón. Fémur marrón, escasamente con escamas de tonos claro y oscuros; parte ectal blanquecina, ligeramente crema. Tibia marrón, escasamente con escamas de tonos oscuros. Espolón apical y subapical crema, con escamas marrones dispersas; espolón apical interno, casi tres veces la longitud del espolón apical externo; espolón subapical interno, un poco más de dos veces la longitud de espolón subapical externo. Tarsos marrones oscuros, con un anillo distal amarillento. **Ala anterior.** Longitud del ala anterior (8 - 10 mm) (n= 22). **Faz dorsal,** marrón claro. Celda anal con escamas oscuras en el área medial, subterminal y terminal. Venas de la celda discal cubierto escasamente con marrón oscuro (en otros especímenes más oscuro). En el área subterminal y terminal de M₂, M₃, Cu₁ y Cu₂ cubierta con marrón oscuro. En Sc- R₁, R₁-R₂, R₂-R₃, R₃-R₄, R₄-R₅, R₅-M₁ y M₁-M₂ con marrón oscuro en el área medial,

subterminal y terminal. Línea terminal con marrón. Franja marrón clara. Lado ventral, marrón claro, en otros especímenes con marrón oscuro. Margen costal marrón oscuro en el área basal y antemedial. Celda costal crema. En la Cu₂-2A y la celda anal blanquecina. Línea terminal marrón claro grisácea con marrón en la M₁, M₂, M₃, Cu₁ y Cu₂. Franja marrón claro. **Ala posterior. Faz dorsal**, hialina con finas escamas blanquecinas. Amarillenta en la celda costal y Sc+ R₁ - Rs cubierto escasamente con marrón. Ápex y termen cubiertos escasamente con marrón. Franja crema. **Faz ventral**, similar a la faz dorsal. **Abdomen**. Tergitos marrón amarillento. Esternitos cremas, con escasas escamas marrones dispersas. **Genitalia** (Fig. 33) (#KML, 019-MUSM). Saccus en forma subtriangular, parte ventral con dos placas alargadas y esclerosadas. Vinculum casi tan largo como la longitud total de la valva. Tegumen alargada, casi la mitad de la longitud de la valva; anteriormente en forma trapezoidal; en la parte posterior del tegumen, proceso ventral alargado y en forma aguzado. En vista dorsal, uncus en forma subtriangular, con el margen distal ovalado, casi tan largo como el tegumen; parte proximal del uncus con una abertura en forma trapezoidal, cubierta por membrana, ligeramente esclerosada. En vista lateral, uncus cóncavo. Parte ventral del tubo anal, con una placa esclerosada. Gnathos alargado, en forma triangular, parte apical curva hacia la parte dorsal. Valvas en vista lateral, alargadas, casi recta, hacia la parte distal aguda; parte subdistal de la parte dorsal de la valva, con una ligera proyección en forma triangular hacia la parte interna; en la región interna de la parte proximal, proceso ventral del sacculus alargado y proyectado hacia la parte anterior, apicalmente aguda y curva hacia la parte ectal. anellus membranoso, ligeramente esclerosa en su parte ventral. Juxta alargada, estrecha y curva; partes laterales con una proyección alargada, ancha en su base, distalmente aguzada; margen apical agudo y curva en la parte media hacia la región dorsal. Aedeago esclerosado y alargado, ligeramente curvado en su parte posterior; parte posterior estrecho. Vesica un poco menos de la mitad de longitud del aedeago; presencia de un cornuti en la base de la parte medio-dorsal; parte próximo-dorsal, medio-ventral y subdistal con pequeñas espículas; región interna de la parte

media con un área redondeada de espículas densas; parte apical de la vesica, con una pequeña proyección hacia la parte dorsal. **Hembra** (Fig. 16C-D). Longitud del ala anterior (8-10 mm). Similar al macho, excepto por lo siguiente: Especímenes hembra más oscuras que los machos. Antenas filiformes. (n=17). Primer par de alas cubierta con más escamas marrones que en los machos. Tórax más oscuro. Retinaculum marrón, con una cerda. **Genitalia hembra** (Fig. 34) (#KML, 063-MUSM). Papilas anales membranosas. Apófisis posterior casi de la misma longitud como la anterior. Ductus bursae alargado, ligeramente esclerosado, siendo un tercio más largo que la apófisis posterior; dentro del ducto de la bursa, en la parte lateral, presencia de una hilera de espículas pequeñas. Corpus bursae membranoso y casi oblongo, siendo casi el doble de la longitud de la apófisis posterior; presencia de signum en forma de dos placas alargadas con espículas alargadas ubicadas opuestamente, la placa más pequeña se encuentra por debajo del apéndice de la bursa, siendo casi un cuarto de longitud de la apófisis posterior y el otro en la parte opuesta, más alargado y oblongo, siendo casi el doble de longitud que la otra placa. Apéndice de la bursa membranoso, corto y curvo distalmente hacia la parte mesal, siendo casi un cuarto de longitud que la apófisis posterior, el conducto seminal se origina de su parte apical.

Distribución: Se encuentra ampliamente distribuida en el Nuevo Mundo (Heinrich 1956).

5.1.2. Coleoptera

5.1.2.1. Género *Tomarus* Erichson, 1847 (Scarabaeidae, Dynastinae)

5.1.2.1.1. *Tomarus maimon* Erichson, 1847

(Figs. 35A, 36A-B)

Material examinado: Perú, **Ancash**, 1♀ Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 05.v.2017, K. Mantilla (MUSM). **Ica**, 6 especímenes (2♀ y 2♂), Salas (Pampas de Villacurí), 13°54'56.917"S, 75°56'51.414"W, 340 m, 21.vi.2017, K. Mantilla (3 ejes., 1♂ y 1♀ SENASA; 3 ejes., 1♂ y 1♀ MUSM); 4 ejes., ídem excepto,

22.vi.2017, K. Mantilla (1 ej., SENASA; 3 especímenes, MUSM); 4 ej., ídem excepto, 23.vi.2017, K. Mantilla (3 ej., SENASA; 1 ej., MUSM).

Diagnosis. Adulto (Fig. 35A). Longitud 19-27 mm; ancho 9-13 mm. Cuerpo negro, en algunos especímenes ligeramente más claro. Pronoto, con la superficie ligeramente punteada; margen de la parte anterior con un pequeño tubérculo y posteriormente, una pequeña depresión. Élitros punteados. Patas, protibia con tres dientes; protarso no ensanchado en machos. **Genitalia** (Figs.36A-B) (*Voucher DNA barcoding* Scar #31 - CCDB-29870-E10). En vista dorsal, parámetros en forma subtriangular, con la parte posterior aguda; parte anterior estrecha, apicalmente ancha.

Distribución: Desierto costero de Chile (Neita-Moreno & Ratcliffe 2017) y Perú (Ratcliffe 2015, Neita-Moreno & Ratcliffe 2017).

5.1.2.2. Género *Cyclocephala* Dejean, 1821 (Scarabaeidae, Dynastinae)

5.1.2.2.1. *Cyclocephala melanocephala* (Fabricius, 1775)

(Figs. 35B, 36C-D)

Material examinado: Perú, **Ancash**, 1♂, 2♀, Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 03.v.2017, K. Mantilla (2 ej. ♀ SENASA; 1 ej. ♂ MUSM); 2♂, ídem excepto, 04.v.2017, K. Mantilla (MUSM); 2♀, ídem excepto, 05.v.2017, K. Mantilla (SENASA). **Ica**, 8 ej., Salas (Pampas de Villacurí), 13°54'56.917"S, 75°56'51.414"W, 340 m, 22.vi.2017, K. Mantilla (3 ej., SENASA; 3 ej., MUSM); 2 ej., ídem excepto, 23.vi.2017, K. Mantilla (SENASA).

Diagnosis. Adulto (Fig. 35B). Longitud 9.5 - 17.5 mm; ancho 4.5- 6 mm. Cabeza oscura, pronoto y escutelo anaranjado oscuro, élitro amarillo con una mancha oscura en las partes látero-superiores y posteriores (en algunos especímenes casi imperceptible, en otros más notorio). Patas, protibia con tres dientes en machos. **Genitalia macho** (Fig. 36C-D) (*Genitalia Voucher DNA barcoding* Scar #26 - CCDB-29870-E1). Parámetros ligeramente subtriangulares, con la parte posterior aguda; parte apical ligeramente redondeada, con una pequeña proyección en la parte ectal.

Distribución: Amplia distribución desde México, Guatemala, Belice hasta Perú (Ratcliffe 2015).

5.1.2.3. Género *Anomala* Samouelle, 1819 (Scarabaeidae, Rutelinae)

5.1.2.3.1. *Anomala* ca. *testaceipennis* Blanchard, 1851

(Figs. 35C, 37A-C)

Material examinado: **Perú, Ancash**, 1♂, Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 05.v.2017, K. Mantilla (MUSM). **Lima**, 1♂, Cañete (C.P San Benito), 13°2'19.115"S, 76°22'58.587"W, 83m, 09.v.2017, K. Mantilla (SENASA).

Diagnosis. Adulto (Fig. 35C). Longitud 12 mm; ancho 6.5 mm. Cabeza, pronoto y escutelo negros con tono verdoso y con la superficie punteada. Élitro amarillento, con la superficie punteada y con una pequeña mancha en la parte látero-posterior. Patas negras, con tono verdoso. **Genitalia macho** (Figs. 37A-C) (Genitalia *Voucher DNA barcoding* Scar #25 - CCDB-29870-D9). Parámeros cortos, siendo la mitad de la longitud de la phallobase; en vista lateral, parámeros con una proyección alargada en la región ventral; ancha en la parte posterior, anteriormente con una abertura redondeada.

5.1.2.4. Género *Paranomala* Casey, 1915 (Scarabaeidae, Rutelinae)

5.1.2.4.1. *Paranomala undulata peruviana* (Guérin-Méneville, 1831)

(Figs. 35D, 37D-F)

Material examinado: **Perú, Ancash**, 2♀, Huarmey (Manache), 10°4'12.2"S, 78°9'50.959"W, 7m, 05.v.2017, K. Mantilla (1 ej. MUSM, 1 ej. SENASA). **Lima**, 1 ♂, 6 ♀, Cañete (C.P San Benito), 13°2'19.115"S, 76°22'58.587"W, 83m, 08.v.2017, K. Mantilla (6 especímenes, MUSM; 1♀ SENASA). **Ica**, 8 ♀, Salas (Pampas de Villacurí), 13°54'56.917"S, 75°56'51.414"W, 340 m, 21.vi.2017, K. Mantilla (6 ej. ♀ SENASA; 2 ej. ♀ MUSM).

Diagnosis. Adulto (Fig. 35D). Longitud 8- 10.5 mm; ancho 3.5-4.5 mm. Cabeza oscura; pronoto amarillento con una mancha central marrón y dos pequeñas manchas en la parte posterior que pueden estar unidas a la mancha central; escutelo subtriangular;

élitro con la superficie estriada, con tres manchas marrones cerca a la parte media y otra mancha en la parte posterior. Genitalia (Figs. 37D-F) (*Voucher DNA barcoding* Scar #16 KML-MUSM- CCDB-30309-G5). Parámetros cortos, casi tres veces la longitud de la phallobase; en vista dorsal, parámetro subtriangular.

Distribución: *P. undulata* ocurre en Norteamérica, Centro américa, el Caribe y Sudamérica, mientras que *P. undulata peruviana* solo se ha reportado para Perú y Chile (Mondaca 2012).

5.2. Identificación molecular mediante el código de barras de ADN

Molecularmente, las secuencias de las especies identificadas morfológicamente coincidieron con siete especies de Lepidoptera: *Spodoptera frugiperda*, *S. eridania*, *Agrotis experta*, *A. malefida*, *Helicoverpa zea*, *Chrysodeixis includens* y *Elasmopalpus lignosellus*, habiendo sido agrupadas en siete BINs. Por otro lado, la asignación para *Spodoptera ochrea* resultó dudosa, coincidiendo también con *Spodoptera albula*. Se identificó *Helicoverpa armigera*, detectada molecularmente mediante código de barras de ADN. Finalmente, las secuencias de *Feltia deprivata* no lograron coincidir a nivel de especie. Para los coleópteros, no hubo coincidencia con las secuencias de la base de datos, siendo nuevos registros; sin embargo, hubo discordancia con las asignaciones de los BINs.

5.2.1. Lepidoptera

Se generaron 59 secuencias de COI a partir de 60 especímenes correspondientes a nueve especies, representando el 98,3% de éxito, siendo agrupadas en 10 BINs. Cuatro secuencias no cumplieron los estándares del código de barras de ADN. Se encontraron cuatro secuencias por debajo de 658 pares de bases.

5.2.1.1. Género *Spodoptera*:

5.2.1.1.1. *Spodoptera frugiperda* (BIN: BOLD: AAA4532)

Las secuencias de *S. frugiperda* coincidieron al 100 % con las asignaciones de *Full Data Base*, *Species Data Base* y *Published DB*. Se asociaron machos con hembras.

Tabla 2. Secuencias identificadas de *Spodoptera frugiperda*.

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COI-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Spodoptera frugiperda	CCDB-30309-A5	BOLD: AAA4532	H	658	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (99.69)	108 [88 Públicos
	CCDB-30309-A4	BOLD: AAA4532	H	658	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	
	CCDB-30309-A3	BOLD: AAA4532	M	658	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	
	CCDB-29870-B11	BOLD: AAA4532	M	658	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	
	CCDB-29870-B10	BOLD: AAA4532	M	658	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	
	CCDB-29870-B09	BOLD: AAA4532	H	658	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	
	CCDB-29870-B08	BOLD: AAA4532	H	630	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	S. frugiperda (100)	
	CCDB-30309-A6		H	0				

5.2.1.1.2 *Spodoptera ochrea* (BIN: BOLD: ACQ5056)

Las secuencias de *S. ochrea* coincidieron entre el 99.85% y 100% a Lepidoptera, y con el mismo porcentaje a *S. ochrea* y *S. albula* como *Best ID* en *Full Date Base*. Mientras que al 99.85% y 100% como *S. ochrea* y *S. albula* en *Species Date Base*. Sin embargo, en cada resultado de búsqueda se sugieren dos posibles asignaciones como *S. ochrea* o *S. albula*. En el dendograma (Fig. 6) hay especímenes asignados como *S. albula* que se agrupan con todos los especímenes de Perú y ambos tienen el mismo BIN (**BOLD: ACQ5056**), a diferencia de *S. albula* que están agrupados con otro BIN (**BOLD: AAD0740**). Con la opción de *Published DB* se coincide con *S. ochrea* al 99.69%. De todas las secuencias en la base de datos, solo seis son públicos. Se asociaron machos con hembras.

Tabla 3. Secuencias identificadas de *Spodoptera ochrea*

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COL-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Spodoptera ochrea	CCDB-30309-C1	BOLD: ACQ5056	M	658	Lepidoptera (99.85)	S. ochrea (99.85) S. albula (99.69)	S. ochrea (99.54)	22 [6 Públicos] S. ochrea [4] S. albula [3]
	CCDB-30309-B12	BOLD: ACQ5056	M	658	S. albula (100)	S. albula (100)	S. ochrea (99.54)	
	CCDB-30309-B11	BOLD: ACQ5056	M	658	Lepidoptera (100)	S. ochrea (100)	S. ochrea (99.85)	
	CCDB-30309-B10	BOLD: ACQ5056	M	658	S. albula (100)	S. albula (100)	S. ochrea (99.69)	
	CCDB-30309-B9	BOLD: ACQ5056	H	658	S. albula (100)	S. albula (100)	S. ochrea (99.69)	
	CCDB-30309-B8	BOLD: ACQ5056	H	658	S. albula (99.85)	S. albula (99.85)	S. ochrea (99.54)	
	CCDB-30309-B7	BOLD: ACQ5056	H	658	S. albula (100)	S. albula (100)	S. ochrea (99.69)	
	CCDB-30309-B6	BOLD: ACQ5056	H	658	Lepidoptera (100)	S. ochrea (100)	S. ochrea (99.85)	
	CCDB-30311-A04	BOLD: ACQ5056	H	658	Lepidoptera (100)	S. ochrea (100)	S. ochrea (99.85)	
	CCDB-30311-A03	BOLD: ACQ5056	H	658	S. albula (100)	S. albula (100)	S. ochrea (99.69)	
	CCDB-29870-C07	BOLD: ACQ5056	H	658	S. albula (100)	S. albula (100)	S. ochrea (99.54)	
	CCDB-29870-C06	BOLD: ACQ5056	H	658	Lepidoptera (100)	S. ochrea (100)	S. ochrea (99.85)	
	CCDB-29870-C05	BOLD: ACQ5056	M	658	Lepidoptera (100)	S. ochrea (100)	S. ochrea (99.85)	
	CCDB-29870-C04	BOLD: ACQ5056	M	658	Lepidoptera (100)	S. ochrea (100)	S. ochrea (99.85)	

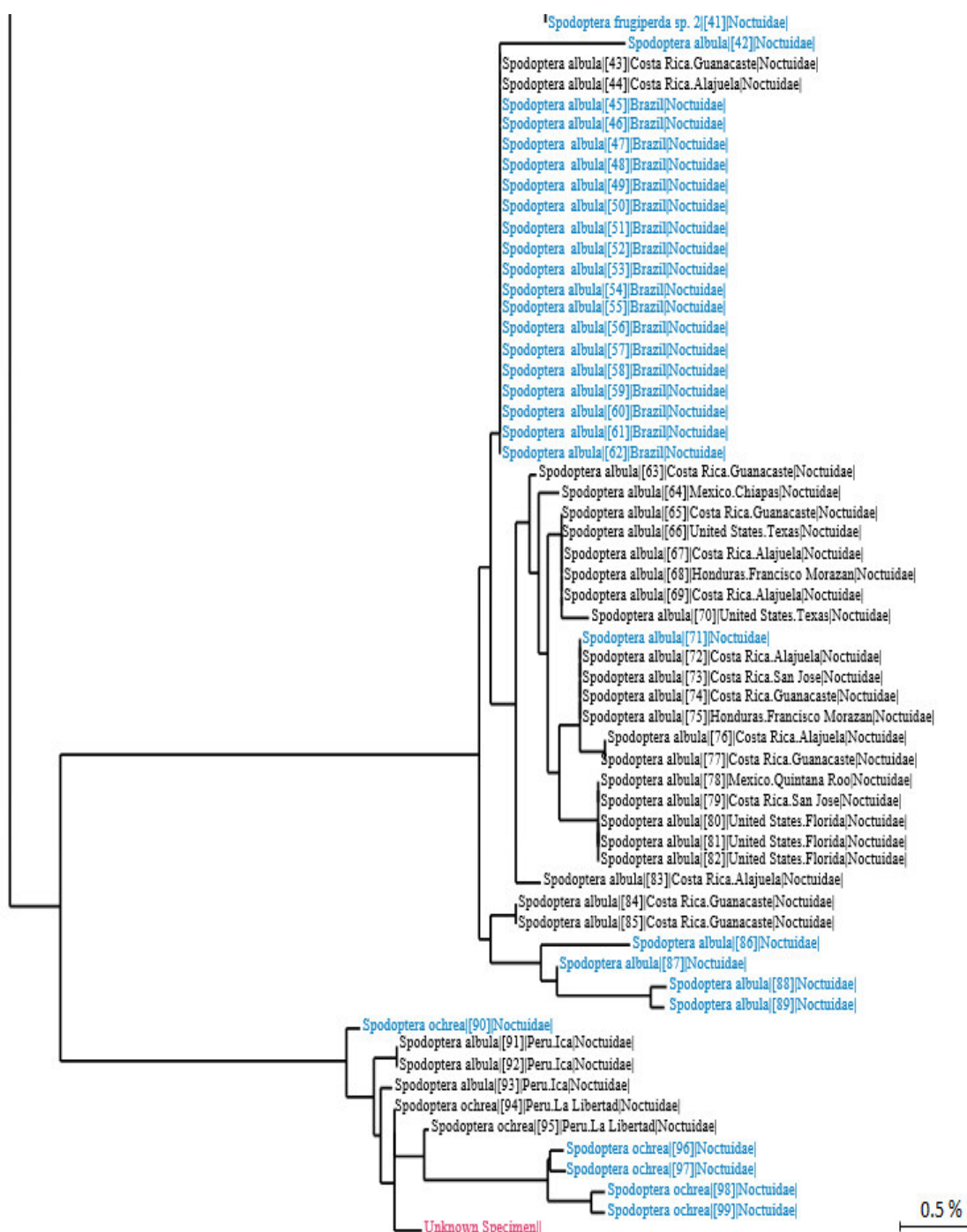


Fig. 6. Dendrograma de similitud para *Spodoptera ochrea*.

5.2.1.1.3 *Spodoptera eridania*

Las secuencias de *S. eridania* fueron asignadas a Lepidoptera con *Best ID* entre el 99.85% y 100% con *Full Date Base*. Las coincidencias a nivel de especie fueron entre el 99.85% y 100 % con la opción de *Species Data Base* y *Published DB*. Los tres especímenes se agruparon con el mismo BIN. Se asociaron machos con hembras. De 123 secuencias en *Bold System*, 112 son públicos.

Tabla 4. Secuencias identificadas de *Spodoptera eridania*

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COL-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Spodoptera eridania	CCDB-29870-A07	BOLD: AAA6521	H	658	Lepidoptera (100)	S. eridania (100)	S. eridania (100)	123 [112 Públicos]
	CCDB-29870-A06	BOLD: AAA6521	M	658	Lepidoptera (100)	S. eridania (100)	S. eridania (100)	
	CCDB-29870-A05	BOLD: AAA6521	H	658	Lepidoptera (99.85)	S. eridania (99.85)	S. eridania (99.85)	

5.2.1.2 Género *Agrotis*:**5.2.1.2.1 *Agrotis experta* (BOLD: ACD0193)**

Las secuencias de *A. experta* coincidieron entre el 99.85 y 100 % con las opciones de *Full Date Base* y *Species Date Base*. Mientras que para *Published DB* no hubo coincidencia. Se asociaron machos y hembras. De nueve secuencias disponibles en *Bold System*, solo dos son públicas.

Tabla 5. Secuencias identificadas *Agrotis experta*

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COL-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Agrotis experta	CCDB-30309-A9	BOLD: ACD0193	H	658	A. experta (100)	A. experta (100)	sin coincidencia	9 [2 Públicos]
	CCDB-30309-A8	BOLD: ACD0193	H	658	A. experta (100)	A. experta (100)	sin coincidencia	
	CCDB-29870-C03	BOLD: ACD0193	M	658	A. experta (99.85)	A. experta (99.85)	sin coincidencia	
	CCDB-29870-C02	BOLD: ACD0193	M	658	A. experta (100)	A. experta (100)	sin coincidencia	
	CCDB-29870-C01	BOLD: ACD0193	H	658	A. experta (100)	A. experta (100)	sin coincidencia	
	CCDB-29870-B12	BOLD: ACD0193	H	658	A. experta (100)	A. experta (100)	sin coincidencia	

5.2.1.2.2 *Agrotis malefida* (BOLD: AAE5299)

Las secuencias de los dos especímenes macho de *A. malefida* coincidieron al 100% a *Lepidoptera* con la opción de *Full Date Base*. Se coincidió al 99.85 % a nivel de especie con las opciones de *Species Date Base* y *Published DB*.

Tabla 6. Secuencias identificadas de *Agrotis malefida*.

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COL-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Agrotis malefida	CCDB-30311-A02	BOLD: AAE5299	M	658	Lepidoptera (100)	A. malefida (99.85)	A. malefida (99.84)	16 [14 Públicos]
	CCDB-30311-A01	BOLD: AAE5299	M	658	Lepidoptera (100)	A. malefida (99.85)	A. malefida (99.84)	

5.2.1.3. Género *Feltia*:

5.2.1.3.1. *Feltia deprivata* (BOLD: ACT6899)

Las secuencias de *F. deprivata* coincidieron a Lepidoptera al 100 % en *Full Date Base*. Mientras que con la opción en *Species Date Base* y *Published DB* no hubo ninguna coincidencia. Se asociaron machos con hembras.

Tabla 7. Secuencias identificadas de *Feltia deprivata*

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COL-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Feltia deprivata	CCDB-30311-A06	BOLD: ACT6899	H	658	Lepidoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	11 [1 Público]
	CCDB-30311-A05	BOLD: ACT6899	H	658	Lepidoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-A12	BOLD: ACT6899	H	658	Lepidoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-A11	BOLD: ACT6899	H	658	Lepidoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-A10	BOLD: ACT6899	H	658	Lepidoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-A09	BOLD: ACT6899	M	658	Lepidoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	

5.2.1.4. Género *Helicoverpa*:

Se secuenciaron tres especímenes de *Helicoverpa*. Coincidencia del 100% con *H. armigera* para una secuencia y dos secuencias al 100% como *H. zea*.

5.2.1.4.1. *Helicoverpa zea* (BOLD: ABZ5815)

Las dos secuencias de *H. zea* coincidieron al 100% con las opciones de *Full Date Base*, *Species Date Base* y *Published DB*. De 332 secuencias en Bold System, 329 son públicas, de las cuales 308 secuencias tienen asignación a nivel de especie, estas secuencias con la secuencia de Perú tienen el mismo código BIN (Tabla 8).

5.2.1.4.2. *Helicoverpa armigera* (BOLD: AAA5223)

Un espécimen macho secuenciado coincidió al 100% con las opciones de *Full Date Base*, *Species Date Base* y *Published DB*. De 841 secuencias se encuentran en *BOLD System*, de las cuales 780 son datos públicos (Tabla 8).

Tabla 8. Secuencias identificadas de *Helicoverpa zea* y *H. armigera*.

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COI-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
<i>Helicoverpa zea</i>	CCDB-30309-A7	BOLD: ABZ5815	M	658	<i>H. zea</i> (100)	<i>H. zea</i> (100)	<i>H. zea</i> (100)	332 [329 Públicos]
	CCDB-29870-B06	BOLD: ABZ5815	H	658	<i>H. zea</i> (100)	<i>H. zea</i> (100)	<i>H. zea</i> (100)	
<i>Helicoverpa zea</i>	CCDB-29870-B05	BOLD: AAA5223	M	658	<i>H. armigera</i> (100)	<i>H. armigera</i> (100)	<i>H. armigera</i> (100)	841 [780 Públicos]

5.2.1.5. Género *Chrysodeixis*

5.2.1.5.1. *Chrysodeixis includens* (BOLD: AAD9247)

Las identificaciones de los seis especímenes secuenciados coincidieron entre el 99.84% y 100% con las opciones de *Full Date Base*, *Species Date Base* y *Published DB*. Se asociaron machos con hembras. Se encontró 147 records en *Bold System*, de las cuales 143 están a nivel de especie y solo 137 son públicos. Estas secuencias con las muestras de Perú se agruparon con el mismo BIN.

Tabla 9. Secuencias identificadas de *Chrysodeixis includens*.

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COI-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Chrysodeixis includens	CCDB-30309-A2	BOLD: AAA6794	M	638	C. includens (99.84)	C. includens (99.84)	C. includens (99.84)	147 [137 Públicos]
	CCDB-30309-A1	BOLD: AAA6794	M	658	C. includens (100)	C. includens (100)	C. includens (100)	
	CCDB-29870-A04	BOLD: AAA6794	H	658	C. includens (100)	C. includens (100)	C. includens (100)	
	CCDB-29870-A03	BOLD: AAA6794	H	658	C. includens (100)	C. includens (100)	C. includens (100)	
	CCDB-29870-A02	BOLD: AAA6794	H	658	C. includens (100)	C. includens (100)	C. includens (100)	
	CCDB-29870-A01	BOLD: AAA6794	M	638	C. includens (100)	C. includens (100)	C. includens (100)	

5.2.1.6. Género *Elasmopalpus*

5.2.1.6.1. *Elasmopalpus lignosellus* (BOLD: AAD9247)

De 12 especímenes secuenciados, cuatro coincidieron entre el 99.37% a 100% a Lepidoptera como *Best ID* con *Full DB*, mientras que ocho secuencias coincidieron

con el mismo porcentaje como *E. lignosellus*. Lo mismo se observó con *Species DB* y *Published DB*; sin embargo, el porcentaje más bajo fue 99.30% para dos secuencias. Se asociaron machos con hembras. De 49 secuencias disponibles en *BOLD System*, 35 son datos públicos.

Tabla 10. Secuencias identificadas de *Elasmopalpus lignosellus*

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COL-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Elasmopalpus lignosellus	CCDB-30309-B5	BOLD: AAD9247	M	634	Lepidoptera (100)	E. lignosellus (99.68)	E. lignosellus (99.68)	49 [35 Públicos]
	CCDB-30309-B4	BOLD: AAD9247	M	658	E. lignosellus (100)	E. lignosellus (100)	E. lignosellus (100)	
	CCDB-30309-B3	BOLD: AAD9247	H	658	E. lignosellus (99.85)	E. lignosellus (99.85)	E. lignosellus (99.83)	
	CCDB-30309-B2	BOLD: AAD9247	M	658	Lepidoptera (100)	E. lignosellus (99.37)	E. lignosellus (99.30)	
	CCDB-30309-B1	BOLD: AAD9247	H	636	E. lignosellus (100)	E. lignosellus (100)	E. lignosellus (100)	
	CCDB-30309-A12	BOLD: AAD9247	H	567	E. lignosellus (100)	E. lignosellus (99.64)	E. lignosellus (99.64)	
	CCDB-30309-A11	BOLD: AAD9247	H	658	Lepidoptera (100)	E. lignosellus (99.37)	E. lignosellus (99.30)	
	CCDB-30309-A10	BOLD: AAD9247	M	658	E. lignosellus (99.83)	E. lignosellus (99.83)	E. lignosellus (99.83)	
	CCDB-29870-D01	BOLD: AAD9247	M	658	Lepidoptera (100)	E. lignosellus (99.37)	E. lignosellus (99.30)	
	CCDB-29870-C12	BOLD: AAD9247	H	658	E. lignosellus (100)	E. lignosellus (99.69)	E. lignosellus (99.69)	
	CCDB-29870-C11	BOLD: AAD9247	M	658	E. lignosellus (100)	E. lignosellus (100)	E. lignosellus (100)	
	CCDB-29870-C10	BOLD: AAD9247	M	658	E. lignosellus (100)	E. lignosellus (99.69)	E. lignosellus (99.69)	

5.2.2. Coleoptera

De 51 especímenes se obtuvieron 43 secuencias, representando el 84,3% de éxito y fueron agrupados en seis BINs. Ninguna de las especies identificadas morfológicamente fue asignada a especie molecularmente, pero sí a nivel de orden Coleoptera. Se encontraron cinco secuencias por debajo de 658 pares de base, siendo el más bajo de 563 pb. Se asociaron machos con hembras. Todas las secuencias de adultos son nuevos registros para la base de datos de *BOLD System*.

5.2.2.1. Género *Tomarus*

5.2.2.1.1. *Tomarus maimon* (BIN: BOLD: ADK9294):

Se generaron 15 secuencias de *Tomarus maimon*, coincidiendo entre el 97.40% y 100% a Coleoptera en *full DB*; mientras que no hubo coincidencias en *Species DB* y *Published DB*. Las secuencias fueron agrupadas en dos BINs. Hay 20

secuencias disponibles en BOLD System, de las cuales seis son réplicas realizadas por SENASA. Son nuevos registros para la base de datos. Se asociaron machos y hembras.

Tabla 11. Secuencias identificadas de *Tomarus maimon*

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COI-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Tomarus maimon	CCDB-30309-H11	BOLD: ADK9294		658	Coleoptera (99.39)	sin coincidencia	sin coincidencia	20 [0 Públicos]
	CCDB-30309-H10	BOLD: ADK9294		658	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-H9	BOLD: ADK9294		625	Coleoptera (99.67)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-H8	BOLD: ADK9294		658	Coleoptera (99.69)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-H7	BOLD: ADK9294	M	612	Coleoptera (99.83)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-H6	BOLD: ADK9294		658	Coleoptera (99.39)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-H5	BOLD: ADK9294	M	658	Coleoptera (99.69)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-H4	BOLD: ADK9294		563	Coleoptera (99.64)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-H3	BOLD: ADL2544	H	658	Coleoptera (97.40)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E10	BOLD: ADK9294	M	658	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E09	BOLD: ADK9294	H	658[1n]	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E08	BOLD: ADK9294		658	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E07	BOLD: ADK9294		658	Coleoptera (99.54)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E06	BOLD: ADK9294	H	658[1n]	Coleoptera (99.87)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E05	BOLD: ADK9294		658	Coleoptera (99.84)	sin coincidencia	sin coincidencia	

5.2.2. 2. Género *Cyclocephala*

5.2.2.2.1. *Cyclocephala melanocephala* (BOLD: AAU6854)

De 16 especímenes, se obtuvieron 15 secuencias y todos coincidieron con Coleoptera entre el 98.62% al 100% con *Full DB* y sin coincidencias para *Species DB* y *Published*. Estas secuencias fueron agrupadas en dos BINs. Todas estas secuencias de adultos son nuevos registros para la base de datos de BOLD System. Se encontró un registro público de una secuencia correspondiente a una larva (INSAR337-11). Se asociaron machos y hembras.

Tabla 12. Secuencias identificadas de *Cyclocephala melanocephala*

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COL-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Cyclocephala melanocephala	CCDB-29870-D11	BOLD: AAU6854	H	658	Coleoptera (99.85)	sin coincidencia	sin coincidencia	7 [1 Public]
	CCDB-29870-D12	BOLD: AAU6854	H	658	Coleoptera (99.85)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E01	BOLD: AAU6854	M	658	Coleoptera (99.85)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E02	BOLD: AAU6854	M	658	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E03	BOLD: AAU6854	M	658	Coleoptera (99.85)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E04	BOLD: AAU6854	H	658	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-F7	BOLD: ADL4318		658	Coleoptera (99.54)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-F8	BOLD: ADL4318	H	658	Coleoptera (99.54)	sin coincidencia	sin coincidencia	9 [0 Public]
	CCDB-30309-F9	BOLD: ADL4318	H	658	Coleoptera (99.39)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-F10	BOLD: ADL4318	M	658	Coleoptera (99.24)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-F11	BOLD: ADL4318		658	Coleoptera (99.24)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-F12	BOLD: ADL4318	H	658	Coleoptera (99.24)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-G1	BOLD: ADL4318	H	658	Coleoptera (99.39)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-G2	BOLD: ADL4318		658	Coleoptera (98.62)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-G3	BOLD: ADL4318	H	658	Coleoptera (99.39)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-G4			0				

5.2.2.3. Género *Anomala*

5.2.2.3.1. *Anomala* ca. *testaceipennis* (BIN: BOLD: ADK9716)

Las dos secuencias de *Anomala* ca. *testaceipennis* coincidieron al 100% a Coleoptera en *full DB*; mientras que no hubo coincidencias en *Species DB* y *Published DB*. Estas secuencias son nuevos registros para BOLD System. En la base de datos de BOLD System, se encontraron 14 registros de *A. testaceipennis* de Costa Rica con BIN: **BOLD: ACA1447**.

Tabla 13. Secuencias identificadas de *Anomala* ca. *testaceipennis*.

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COL-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
<i>Anomala</i> ca. <i>testaceipennis</i>	CCDB-29870-D10	BOLD: ADK9716	M	658	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	2 [0 Publicos]
	CCDB-29870-D09	BOLD: ADK9716	M	658	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	

5.2.2.4. Género *Paranomala*

5.2.2.4.1. *Paranomala undulata peruviana*

Se generaron solo 11 secuencias (hembras adultas) de los 18 especímenes. Estas secuencias coincidieron con Coleoptera entre el 99.54% al 100% con *Full DB* y sin coincidencias para *Species DB* y *Published DB*. Todas estas secuencias son nuevos registros para la base de datos de BOLD System. Las 11 secuencias fueron agrupadas en tres BINs.

Tabla 14. Secuencias identificadas de *Paranomala undulata peruviana*.

Especie	Sample ID	BIN	Sexo	COI-5P	SECUENCIA IDENTIFICADA			Secuencias en BOLD System con el mismo BIN
					Full DB	Species DB	Published DB	
					Mejor identificación (% similitud)			
Paranomala undulata peruviana	CCDB-30309-H2	BOLD: ADL4425	H	658	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	6 [0 Publicos]
	CCDB-30309-G10	BOLD: ADL4425	H	622	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E11	BOLD: ADL4425	H	658	Coleoptera (99.54)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-D08	BOLD: ADL4425	H	658	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-D07	BOLD: ADL4425	H	658	Coleoptera (99.85)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-D06	BOLD: ADL4425	H	658	Coleoptera (99.69)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-D05	BOLD: ADK9577	H	658	Coleoptera (99.85)	sin coincidencia	sin coincidencia	3 [0 Publicos]
	CCDB-29870-D04	BOLD: ADK9577	H	658	Coleoptera (99.85)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-D03	BOLD: ADK9577	H	658	Coleoptera (99.69)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-29870-E12	BOLD: ADL3271	H	658	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	2 [0 Publicos]
	CCDB-30309-G6	BOLD: ADL3271	H	627	Coleoptera (100)	sin coincidencia	sin coincidencia	
	CCDB-30309-H1		H	0	-	-	-	
	CCDB-30309-G12		H	0	-	-	-	
	CCDB-30309-G11		H	0	-	-	-	
	CCDB-30309-G9		H	0	-	-	-	
	CCDB-30309-G8		H	0	-	-	-	
	CCDB-30309-G7		H	0	-	-	-	
	CCDB-30309-G5		M	0	-	-	-	

6. DISCUSIÓN

6.1 Identificación mediante morfología y código de barras de ADN

La herramienta de código de barras de ADN permite asignar secuencias problema a secuencias de especies ya almacenadas previamente en la base de datos, en gran parte lepidópteros considerados plaga, pero es pobre para la identificación de Coleoptera. En este estudio las secuencias de los lepidópteros identificadas morfológicamente como *Spodoptera frugiperda*, *S. eridania*, *Agrotis experta*, *A. malefida*, *Helicoverpa zea*, *Chrysodeixis includens* (Noctuidae) y *Elasmopalpus lignosellus* (Pyralidae) coincidieron con las asignaciones a nivel de especie presentes en BOLD, y para Coleoptera coincidieron a nivel de orden. Por otro lado, las asignaciones de los BINs pueden ayudar a detectar posibles especies que pasan desapercibidas como *Helicoverpa armigera*; sin embargo, no siempre dichas asignaciones corresponden con la taxonomía. En el caso de Coleoptera, para las especies *Paranomala undulata peruviana*, *Cyclocephala melanocephala* y *Tomarus maimon* las asignaciones de los BINs inflaron el número de especies a siete.

6.1.1. Lepidoptera

El mayor éxito para las coincidencias de lepidópteros se debe a que Bold System y Gen Bank albergan 1,051,952 secuencias públicas (datos hasta noviembre de 2018) que provienen de especímenes de 210 países; de todos estos 659,678 tienen nombre de especie solo para este orden. Por ejemplo, existe el proyecto “*Lepidoptera Barcode of Life*”, que hasta la actualidad (noviembre de 2018) contiene 117,200 secuencias de 88,013 especies, representando el 53% de las especies conocidas (lepbarcoding.org). Así mismo, para la superfamilia Noctuoidea, hay una biblioteca de referencia de código de barras de ADN para especies de Canadá y Estados Unidos que cubre el 97.3% de la fauna de esta superfamilia (Zahiri *et al.* 2017). Para las especies plaga de espárrago, secuencias para *Agrotis experta* y *A. malefida* se encuentran solo en BOLD, mientras que *Spodoptera frugiperda* y *S. eridania* en ambos casos se encuentran disponibles en

la base de datos públicos de BOLD *System* y *GenBank* (Nagoshi *et al.* 2006, 2007, 2011), así como para *Chrysodeixis includens* (Rolim *et al.* 2013, Ratnasingham & Hebert 2013, Zahiri *et al.* 2014), *Elasmopalpus lignosellus* (Roe *et al.* 2015) y, *Helicoverpa zea* (Hebert *et al.* 2009, Ratnasingham & Hebert 2013, Leite *et al.* 2014, Gilligan *et al.* 2015). Para *Agrotis* las secuencias disponibles en BOLD son todavía insuficientes, solo había dos (Tabla 5) para *Agrotis experta*, mientras para *A. malefida* solo había 14 (Tabla 6).

Los resultados de este estudio para Lepidoptera se evidencian en otros trabajos similares empleando el código de barras de ADN para identificar especies. Por ejemplo, se discriminaron más del 90% de las especies de Sphingidae, Saturniidae y Hesperidae del área de conservación de Guanacaste en Costa Rica (Hajibabaei *et al.* 2006), así como para lepidópteros del este de América del Norte (Hebert *et al.* 2009). También en especies de lepidópteros de localidades de Finlandia y Austria que, al contar con una biblioteca previa de referencia de especies de Finlandia, las identificaciones fueron más exitosas (Huemer *et al.* 2014). Para lepidópteros plaga, se obtuvo 100% de éxito en la identificación de las especies plaga de Lymantriidae (Ball & Armstrong 2006), así como también para lepidópteros plaga de Heliotinae (Mitchell & Gopurenko 2016).

Solo las secuencias de una especie, *Feltia deprivata*, no coincidieron a nivel de especie, tan solo a nivel de orden, debido a que solo hay cinco secuencias, ninguna asignada a especie.

Para este estudio, las identificaciones de las secuencias de *Spodoptera frugiperda* y *S. eridania* no presentaron incongruencias. Sin embargo, las asignaciones a nivel de especie para *S. ochrea* fueron dudosas, ya que las secuencias albergadas en BOLD *System* coincidieron con *S. albula* y *S. ochrea*. En el dendograma (Fig. 6) se observó que secuencias muy similares provenientes de Perú (Ica) y asignadas como *S. albula* coinciden con los especímenes identificadas morfológicamente como *S. ochrea*, además de estar agrupadas en un mismo BIN (**BOLD: ACQ5056**). Por otro lado, otras secuencias asignadas como *S. albula* conforman otro grupo de especímenes

provenientes de Florida, Centro América, México y Brasil. Las secuencias de la base de datos de las especies identificadas como *S. albula* y *S. ochrea* se encuentran agrupadas en distintos BINs. Además, se encontraron secuencias identificadas como *S. ochrea* con localidad Perú provenientes de un trabajo previo para *Spodoptera* (Kergoat *et al.* 2012) que coinciden con las secuencias de este estudio. Ambas especies son filogenéticamente muy cercanas y pueden ser confundidas; sin embargo, las diferencias son evidentes en estructuras genitálicas (Todd & Poole 1980, Pogue 2002). La observación de la morfología externa e interna de los especímenes de Perú corresponden a una sola especie, *S. ochrea*. Además, la localidad tipo de *S. albula* es Santo Domingo, República Dominicana y se encuentra distribuida desde Florida a través del Caribe, América Central hasta el sur de Venezuela y Brasil, no habiendo reportes para Perú (Pogue 2002), mientras que *S. ochrea* se encuentra circunscrita al desierto de Ecuador y Perú (Pogue 2002), aunque Angulo y Olivares (2001) mencionan la presencia de ambas especies en Chile. Para este estudio se concluye que las identificaciones de las muestras de Perú asignadas como *S. albula* son erróneas. Un caso similar ocurrió en especies económicamente importantes de *Helicoverpa*, donde *H. armigera* y *H. punctigera* tenían secuencias idénticas; sin embargo, se trataba de un error de identificación ya que correspondían solo a *H. armigera* (Mitchell & Gopurenko 2016).

Un caso particular es en cuanto a las identificaciones de *Helicoverpa zea*, donde una de las secuencias coincidió con *H. armigera* (CCDB-29870-B05; Figs. 14 y 30). *H. armigera* es una plaga polífaga que ataca cultivos como maíz y algodón, y solo ocurría en el Viejo Mundo (Hardwick 1965), pero luego ha sido detectada en EE. UU. (Pogue 2004), Brasil (Czepak *et al.* 2013), Argentina (Murúa *et al.* 2014), Bolivia (Kriticos *et al.* 2015), y se ha confirmado su presencia en Paraguay y Uruguay (Arnemann *et al.* 2016). Recientemente, el SENASA ha realizado monitoreos en Huánuco (SENASA 2017a), Ancash (SENASA 2017b) e Ica (SENASA 2017c) mencionando su ausencia en Perú. Sin embargo, en la base de datos de BOLD hay 33 registros de especímenes de la costa

peruana reportados por el SENASA, que se agrupan en un solo BIN (**BOLD: AAA5223**) como *H. armigera* y que coincide con la secuencia de este estudio. Las muestras testigo de *H. zea* y *H. armigera* fueron revisadas, pero la morfología externa es tan similar que no se encontraron diferencias significativas; sin embargo, a nivel de estructuras genitálicas las diferencias halladas concuerdan con lo descrito por Pogue (2004). Por otro lado, hay varios trabajos que emplean herramientas moleculares, así como código de barras de ADN para diferenciar *H. zea* y *H. armigera*, y que coinciden con la secuencia de este estudio (Leite *et al.* 2014, Gilligan *et al.* 2015).

Por otro lado, para el caso de lepidópteros, las asignaciones de los BINs no siempre corresponden a especies distintas (Hausmann *et al.* 2013, Ortiz *et al.* 2017), en algunos casos realmente pueden evidenciar especies pasadas por alto (Hebert *et al.* 2009, Handfield & Handfield 2006), especies crípticas (Hebert *et al.* 2004), errores en las identificaciones o sinonimias (Mitchell & Gopurenko 2016) y no se excluye la posibilidad de introgresión (Mally *et al.* 2018) o infección por *Wolbachia* (Werren *et al.* 2008, Mitchell & Gopurenko 2016), aunque todavía existe controversia si realmente la infección impide la identificación (Smith *et al.* 2012).

6.1.2. Coleoptera

Para Coleoptera solo en BOLD System y Gen Bank, hasta noviembre de 2018, se encuentran 262,153 secuencias provenientes de especímenes de 160 países, donde 155,680 tienen nombre de especie (<http://www.boldsystems.org>). Para Scarabaeidae hay 9,548 registros con secuencias y solo 8,852, tienen nombre de especie, representando a 1,788 especies. Por otro lado, secuencias del orden Coleoptera para Perú solo se han encontrado 74 registros con secuencias de las cuales 43 han sido asignadas a especie, pero son solo 33 especies válidas. 39 de los 74 registros de secuencias corresponden a Chrysomelidae y no hay secuencias para Scarabaeidae (<http://www.boldsystems.org>).

En este estudio la identificación de las secuencias de Coleoptera no fueron eficaces, debido a que no hay secuencias con las que se puedan comparar por los escasos registros en BOLD System, incluso en GenBank. Sin embargo, existe un creciente interés en enriquecer la base de datos, como es el caso de los escarabajos de Canadá (Woodcock *et al.* 2013), de Alemania (Hendrich *et al.* 2015) y para escarabajos Elateridae de Japón (Oba *et al.* 2015). Por otro lado, en otros estudios las identificaciones fueron más exitosas, por ejemplo, se obtuvo el 97% de éxito con especies de Carabidae de Europa Central (Raupach *et al.* 2010).

En este estudio tres especies presentaron probables incongruencias con los BINs de *Paranomala undulata peruviana*, *Cyclocephala melanocephala* y *Tomarus maimon*.

Paranomala undulata peruviana fue asignada a tres BINs; sin embargo, los especímenes presentan un patrón similar en su morfología externa y todos parecen corresponder a la misma especie. En estos tres grupos, solo hembras lograron ser secuenciadas; sin embargo, existen dificultades para comparar la morfología interna de hembras ya que generalmente se trabaja con machos. Por tal motivo, se dejan las secuencias para trabajos posteriores donde se secuencien más machos. Por otro lado, cabe mencionar que la taxonomía de este género aún es incierta. A pesar de que el estatus de *Paranomala* fue revalidado por Ramírez-Ponce & Morón (2009), otros autores indican que debería de ser considerado todavía como *Anomala* (Filippini *et al.* 2016). Por último, las secuencias de hembras melánicas coincidieron con las otras secuencias, lo que concuerda con lo indicado por Mondaca (2012), quien menciona que comúnmente se presenta melanismo en esta especie.

El otro caso es para *Cyclocephala melanocephala*. Los especímenes, entre hembras y machos, fueron agrupados en dos BINs, pero al examinar su morfología no se encontraron diferencias significativas ya que en este caso había machos en ambos grupos comparados. Por otro lado, los reportes para Perú como plaga de espárrago solo

mencionan *Cyclocephala* (Núñez *et al.* 2008, Sánchez & Sánchez 2008), sin precisar la especie. Esta especie ya fue reportada para Perú (Ratcliffe *et al.* 2015) y representa una plaga potencial del espárrago.

Para el caso de *Tomarus maimon*, los especímenes fueron agrupados en dos BINs, donde solo un ejemplar hembra fue agrupado en otro BIN (**BOLD:ADL2544**). A pesar de que la morfología externa de los especímenes de ambos grupos es similar, no se puede concluir si realmente son especies distintas sin la observación de la estructura interna por la falta de especímenes macho. Por lo tanto es necesario secuenciar más especímenes macho que se agrupen con el mismo BIN (**BOLD:ADL2544**) para comparar y corroborar si realmente son o no de diferente especie.

Como los tres casos antes mencionados, varios trabajos en coleópteros han encontrado discordancias, es decir que se han generado más especies de las que realmente hay, o varias especies muy cercanas han tenido el mismo código BIN; por ejemplo, especies hermanas pueden no mostrar variaciones en sus secuencias, que pueden representar un caso de divergencia temprana (Raupach *et al.* 2010), o pueden ser casos de posibles especies crípticas, introgresión, variación regional, contaminación (Oba *et al.* 2015, Hendrich *et al.* 2015) e incluso por el pobre conocimiento de la taxonomía del grupo que falta resolver (Oba *et al.* 2015). En otros casos la discriminación de dos especies cercanas fue exitosa (Davis *et al.* 2011). Por lo tanto, no se descarta la existencia de especies crípticas para alguna de estas tres “especies”.

Otro caso es en cuanto a la identificación de *Anomala testaceipennis*. Para Perú algunos trabajos indican su presencia como plaga de espárrago (Núñez *et al.* 2008, Sánchez & Sánchez 2008). La identificación morfológica fue dejada como cercana a la especie *A. testaceipennis* debido a la falta de delimitación de especies en este género. Los especímenes de este estudio concuerdan con la descripción original de *A. testaceipennis* en cuanto a la morfología externa. Sin embargo, hay un trabajo reciente

para Rutelinae de Costa Rica (Filippini *et al.* 2016), donde se muestra la fotografía y el dibujo del aedeago de esta especie. La sucinta descripción también concuerda con la morfología externa de los especímenes aquí estudiados; sin embargo, la parte posterior de la phallobase de los ejemplares de Costa Rica es ligeramente más proyectada que la identificada aquí y varía ligeramente en la parte posterior. Además, en BOLD, existen secuencias de especímenes de Costa Rica identificados como *Anomala testaceipennis* y que no coinciden con las secuencias de este estudio. No se descarta que la especie plaga de Perú sea realmente *Anomala testaceipennis*, ni se puede corroborar que las secuencias de los especímenes de Costa Rica son erróneas.

A pesar de las limitaciones del código de barras del ADN, se afirma que es efectivo para discriminar especies de coleópteros y que es necesario seguir contribuyendo con el almacenamiento de secuencias a la base de datos de BOLD *System* para mejorar las identificaciones (Raupach *et al.* 2010, Woodcock *et al.* 2013, Hendrich *et al.* 2015, Oba *et al.* 2015)

Por lo tanto, para que las identificaciones de las secuencias sean exitosas es necesario que la base de datos de código de barras de ADN sea alimentada continuamente (Kvist 2013) para generar una buena biblioteca de referencia que permita comparar con las secuencias de interés (Hebert *et al.* 2009). Además, de ser útil para correlacionar especies con dimorfismo sexual y con otros estadios inmaduros (Miller *et al.* 2005).

7. CONCLUSIONES

- El empleo de la morfología permitió identificar 13 especies de insectos plaga del espárrago correspondiente a nueve especies de Lepidoptera (Noctuidae y Pyralidae) y cuatro especies de Scarabaeidae (Coleoptera).
- El código de barras de ADN permitió identificar a *Spodoptera frugiperda*, *S. eridania*, *Agrotis experta*, *A. malefida*, *Helicoverpa zea*, *Chrysodeixis includens* (Noctuidae) y *Elasmopalpus lignosellus* (Pyralidae) gracias a secuencias que previamente se encontraban en la biblioteca de código de barras de ADN.
- El código de barras del ADN permitió detectar especies crípticas como *Helicoverpa zea* y *H. armigera*. Además, es una herramienta útil para asociar hembras y machos de las especies plaga del espárrago.
- *Cyclocephala melanocephala* es un insecto plaga potencial del espárrago.

8. RECOMENDACIONES

- Respalidar las identificaciones de las especies de la base de datos de *BOLD System* con más datos como imágenes en buena calidad mostrando caracteres diagnósticos tanto de la morfología externa como interna (estructuras genitálicas).
- Seguir enriqueciendo la base de datos de código de barras de ADN con más secuencias de especies aún no registradas, abarcando la mayoría de los taxones para generar una biblioteca de referencia robusta.
- Verificar identificaciones dudosas de la base de datos de *BOLD System*.

9.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADEX. (2015). Asociación de Exportadores. Exportaciones de espárragos se recuperan por menor producción de México. Recuperado de <https://andina.pe/agencia/noticia-adex-exportaciones-esparragos-se-recuperan-menor-produccion-mexico-561079.aspx>.

Albújar (2018). Anuario Estadístico de Producción Agrícola 2017. Perú, Ministerio de Agricultura y Riego.

Angulo, A. O., & Olivares, T. S. (2001). Clave para identificar pupas de especies de noctuidos chilenos (Lepidoptera: Noctuidae). Revista Chilena de Entomología, 8:55-58.

APG IV. (2016). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: Botanical Journal of the Linnean Society, 181(1): 1-20.

Armstrong, K. F. & Ball, S. L. (2005). DNA barcodes for biosecurity: invasive species identification. Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences, 360(1462): 1813-1823.

Arnemann, J. A., James, W. J., Walsh, T. K., Guedes, J. V. C., Smagghe, G., Castiglioni, E., & Tay, W. T. (2016). Mitochondrial DNA COI characterization of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) from Paraguay and Uruguay. Genetics and Molecular Research Journal, 15(2): 1-8.

Arnett, R. H., Thomas, M. C., Skelley, P. E. & Frank, J. H. (Eds.). (2002). American Beetles, Volume II: Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea. Boca Raton, CRC Press.

Ball, S. L., Armstrong, K., F. (2006). DNA barcodes for insect pest identification: a test case with tussock moths (Lepidoptera: Lymantriidae). Canadian Journal of Forest Research, 36: 337-350.

Barnes, J., & Robinson, W. (1881). *Asparagus Culture: The Best Methods Employed in England and France*. London, George Routledge and Sons.

Benson, B. L. (2008). 2005 Update of the world's asparagus production areas, spear utilization, yields and production period. *Acta Hortic*, 776: 495-508.

Benson, B. L. (2012). 2009 Update of the world's asparagus production areas, spear utilization and production periods. *Acta Hortic*, 950: 87-100.

Britto, B. (2017). Actualización de las Ecorregiones Terrestres de Perú propuestas en el Libro Rojo de Plantas Endémicas del Perú. *Gayana. Botánica*, 74(1): 15-29.

Brunner, P. C., Fleming, C. & Frey, J. E. (2002). A molecular identification key for economically important thrips species (Thysanoptera: Thripidae) using direct sequencing and a PCR-RFLP based approach. *Agricultural and Forest Entomology*, 4(2): 127-136.

Caicedo, A. M. & Bellotti, A. C. (2002). Entomofauna asociada al cultivo de espárragos en el departamento del Cauca, Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 28(1): 91- 99.

Capinera, J. (2001). *Handbook of vegetable pests*. Florida, Academic press. Consultado en: [books.google.com.pe/books?isbn= 0080533264](https://books.google.com.pe/books?isbn=0080533264) (Acceso 25/10/16).

Castalanelli, M. A., Severtson, D. L., Brumley, C. J., Szito, A., Footitt, R. G., Grimm, M., Munyard, K., & Groth, D. M. (2010). A rapid non-destructive DNA extraction method for insects and other arthropods. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 13(3): 243-248.

Cisneros, F. (1995). Caso 5. Programa-MIP de Espárrago en Chavimochic, Perú. En *Control de Plagas Agrícolas*. Consultado en: http://www.avocadosource.com/books/cisnerosfausto1995/cpa_toc.htm (Acceso 15/10/16).

Clark, S.M., LeDoux, D.G., Seeno, T.N., Riley, E.G., Gilbert, A.J. & Sullivan, J.M. (2004). Host plants of leaf beetle species occurring in the United States and Canada. Special Publication of the Coleopterists' Society, (2): 615.

Cochrane, G., Karsch-Mizrachi, I., Takagi, T., & International Nucleotide Sequence Database Collaboration. (2016). The International nucleotide sequence database collaboration. Nucleic Acids Research, 44(D1): D48-D50.

Common, I. F. B. (1990): Moths of Australia. vi + 535 pp., 32 pls. Leiden, E. J. Brill.

Coto, D., Saunders, J. L., Vargas, C. L., & King, A. B. (1995). Plagas invertebradas de cultivos tropicales con énfasis en América Central: un inventario. Turrialba, CATIE. Consultado en: books.google.com.pe/books?isbn=997757202X (Acceso 15/11/16).

Czepak, C., Albernaz, K. C., Vivan, L. M., Guimarães, H. O., & Carvalhais, T. (2013). First reported occurrence of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. Pesquisa Agropecuária Tropical, 43(1): 110-113.

Dahlgren, R. M. T., Clifford, H. T., & Yeo, P. F. (1985). The families of the monocotyledons. Structure, evolution, and taxonomy. Berlin, Springer.

Davis, G. A., Havill, N. P., Adelman, Z. N., Caccone, A., Kok, L. T., & Salom, S. M. (2011). DNA barcodes and molecular diagnostics to distinguish an introduced and native *Laricobius* (Coleoptera: Derodontidae) species in eastern North America. Biological Control, 58(1): 53-59.

Delgado, M. A. (2016). Manejo integrado de enfermedades de espárrago en el Perú, Perú primer exportador de espárrago en el mundo. Trujillo, Perú, Universidad privada Antenor Orrego.

Eguren, F. (2003). La agricultura de la costa peruana. Debate agrario, 35: 1-38.

- Eichlin, T. D., & Cunningham, H. B. (1978). The Plusiinae (Lepidoptera: Noctuidae) of America north of Mexico, emphasizing genitalic and larval morphology (No. 1567). Virginia, Department of Agriculture, Agricultural Research Service.
- Figuerola, A. (1996). Pequeña agricultura y agroindustria en el Perú. *Economía*, 19(37-38): 93-170.
- Filippini, V., Micó, E., & Galante, E. (2016). Checklist and identification key of Anomalini (Coleoptera, Scarabaeidae, Rutelinae) of Costa Rica. *ZooKeys*, (621): 63.
- Folmer, O., Black, M., Hoeh, W., Lutz, R. & Vrijenhoek, R. (1994). DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome C oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. *Molecular Marine Biology and Biotechnology*, 3(5): 294-299. (Acceso 30/10/16).
- Forbes, W. T. M. (1954). Lepidoptera of New York and neighboring states. Part 3 Noctuidae. Lepidoptera of New York and neighboring states. Part 3 Noctuidae, MEMOIR 329. New York, Agricultural Experiment Station.
- Grados, J. (2018). Four new species and one new subspecies of Arctiinae (Lepidoptera: Erebidae) from the Tambopata river, Madre de Dios, Perú. *Zootaxa*, 4434(1): 29-48.
- Gerding, P. & Devotto, M. (1999) Capítulo 9: Plagas. En González, M. I., & del Pozo, A. El cultivo del espárrago (pp. 165-180). Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Chillán, Chile: Boletín INIA. Consultado en: biblioteca.inia.cl/medios/biblioteca/boletines/NR25038.pdf (Acceso 12/11/16).
- Gilligan, T. M., Tembrock, L. R., Farris, R. E., Barr, N. B., van der Straten, M. J., van de Vossenberg, B. T., & Metz-Verschure, E. (2015). A multiplex real-time PCR assay to diagnose and separate *Helicoverpa armigera* and *H. zea* (Lepidoptera: Noctuidae) in the New World. *PLoS One*, 10(11):1-18.

González, R. H. (1989). Insectos y ácaros de importancia agrícola y cuarentenaria en Chile. Santiago de Chile, BASF. Consultado en: libros.uchile.cl/357 (Acceso 15/11/16).

Hajibabaei, M., Janzen, D. H., Burns, J. M., Hallwachs, W., & Hebert, P. D. (2006). DNA barcodes distinguish species of tropical Lepidoptera. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 103(4): 968-971.

Hajibabaei, M., Singer, G. A., Hebert, P. D. & Hickey, D. A. (2007). DNA barcoding: how it complements taxonomy, molecular phylogenetics and population genetics. *TRENDS in Genetics*, 23(4): 167-172.

Handfield, D., & Handfield, L. (2006). A new species of *Plusia* (Lepidoptera: Noctuidae) from North America. *The Canadian Entomologist*, 138(6): 853-859.

Handy, R. B. (1897). Asparagus culture (No. 61). US Dept. of Agriculture. Washington, U.S. Department of Agriculture. Recuperado el 25 octubre, de books.google.com.pe/books?isbn=0080533264.

Hardwick, D. F. (1965). The corn earworm complex. *The Memoirs of the Entomological Society of Canada*, 97(S40): 5-247.

Hausmann, A., Godfray, H. C. J., Huemer, P., Mutanen, M., Rougerie, R., van Nieukerken, E. J. & Hebert, P. D. (2013). Genetic patterns in European geometrid moths revealed by the Barcode Index Number (BIN) system. *PloS one*, 8(12): 1-11.

Hebert, P. D. N., Cywinska, A. & Ball, S. L. (2003a). Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 270(1512): 313-321.

Hebert, P. D. N., Ratnasingham, S. & DeWaard, J. R. (2003b). Barcoding animal life: cytochrome C oxidase subunit 1 divergences among closely related species.

Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences, 270(Suppl 1): S96-S99.

Hebert, P. D. N., Penton, E. H., Burns, J. M., Janzen, D. H., & Hallwachs, W. (2004). Ten species in one: DNA barcoding reveals cryptic species in the neotropical skipper butterfly *Astraptes fulgerator*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 101(41): 14812-14817.

Hebert P. D. N., DeWaard, J. R., Landry, J. F. (2009). DNA barcodes for 1/1000 of the animal kingdom. *Biology Letters*, 6: 359–362.

Heinrich, C. (1956). American moths of the subfamily Phycitinae. *Bulletin of the United States National Museum*, 207: 1-581.

Hendrich, L., Morinière, J., Haszprunar, G., Hebert, P. D., Hausmann, A., Köhler, F., & Balke, M. (2015). A comprehensive DNA barcode database for Central European beetles with a focus on Germany: adding more than 3500 identified species to BOLD. *Molecular Ecology Resources*, 15(4): 795-818.

Hill, D. S. (1987). *Agricultural insect pests of temperate regions and their control*. London, Cambridge University Press. Consultado en: books.google.com.pe/books?isbn=0521240131 (Acceso 17/11/16).

Huemer, P., Mutanen, M., Sefc, K. M., & Hebert, P. D. (2014). Testing DNA barcode performance in 1000 species of European Lepidoptera: large geographic distances have small genetic impacts. *PLoS One*, 9(12): 1-21.

Ivanova, N. V., Dewaard, J. R. & Hebert, P. D. (2006). An inexpensive, automation friendly protocol for recovering high-quality DNA. *Molecular Ecology Notes*, 6(4): 998-1002.

Ivanova, N. V., & Grainger, C. M. (2007a). COI Amplification. CCDB protocols. Consultado en: ccdb.ca/site/wp-content/uploads/2016/09/CCDB_Amplification.pdf (Acceso 12/10/16).

Ivanova, N. V., & Grainger, C. M. (2007b). Sequencing. CCDB protocols. Consultado en: http://ccdb.ca/site/wp-content/uploads/2016/09/CCDB_Sequencing.pdf (Acceso 12/10/16).

Jalali, S. K., Ojha, R., & Venkatesan, T. (2015). DNA barcoding for Identification of agriculturally important insects. In *New Horizons in Insect Science: Towards Sustainable Pest Management*. New Delhi, Springer.

Kergoat, G. J., Prowell, D. P., Le Ru, B. P., Mitchell, A., Dumas, P., Clamens, A. L., Condamine, F.L., & Silvain, J. F. (2012). Disentangling dispersal, vicariance and adaptive radiation patterns: a case study using armyworms in the pest genus *Spodoptera* (Lepidoptera: Noctuidae). *Molecular phylogenetics and evolution*, 65(3): 855-870.

Klots, A. (1970). Lepidoptera. In: Tuxen, S.L. (Ed.) *Taxonomist's Glossary of Genitalia in Insects*. Copenhagen, Munksgaard.

Kriticos, D. J., Ota, N., Hutchison, W. D., Beddow, J., Walsh, T., Tay, W. T., Borchet, M., Paula-Moreas, S. V., Czepak, C. & Zalucki, M. P. (2015). The potential distribution of invading *Helicoverpa armigera* in North America: is it just a matter of time?. *PLoS One*, 10(3): 1-24.

Kvist, S. (2013). Barcoding in the dark? : a critical view of the sufficiency of zoological DNA barcoding databases and a plea for broader integration of taxonomic knowledge. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 69(1): 39-45.

- Leite, N. A., Alves-Pereira, A., Corrêa, A. S., Zucchi, M. I., & Omoto, C. (2014). Demographics and genetic variability of the new world bollworm (*Helicoverpa zea*) and the old world bollworm (*Helicoverpa armigera*) in Brazil. *PloS one*, 9(11): 1-9.
- Lunt, D.H., D.X. Zhang, J.M. Szymura & G. Hewitt. (1996). The insect cytochrome oxidase I gene: evolutionary patterns and conserved primers for phylogenetic studies. *Insect Molecular Biology*, 5(3): 153-165.
- Mally, R., Huemer, P., & Nuss, M. (2018). Deep intraspecific DNA barcode splits and hybridisation in the *Udea alpinalis* group (Insecta, Lepidoptera, Crambidae)—an integrative revision. *ZooKeys*, (746): 51-90.
- Manchego, E. (2018). Exportación de espárrago se recuperaría en el 2018. En: Scotiabank, Reporte semanal DEL 2 AL 6 DE OCTUBRE DEL 2017. Departamento de Estudios Económicos, 38. (Recuperado de https://scotiabankfiles.azureedge.net/scotiabankperu/PDFs/semanal/2017/octubre/20171001_sem_es.pdf)
- Medina, C. A., Molano, F., & Scholtz, C. H. (2013). Morphology and terminology of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) male genitalia. *Zootaxa*, 3626(4): 455-476.
- Miller, K. B., Alarie, Y., Wolfe, G. W., & Whiting, M. F. (2005). Association of insect life stages using DNA sequences: the larvae of *Philodytes umbrinus* (Motschulsky) (Coleoptera: Dytiscidae). *Systematic Entomology*, 30(4): 499-509.
- Mitchell, A., & Gopurenko, D. (2016). DNA barcoding the Heliiothinae (Lepidoptera: Noctuidae) of Australia and utility of DNA barcodes for pest identification in *Helicoverpa* and relatives. *PloS one*, 11(8): 1-18.

Mondaca, J. (2012). *Paranomala undulata peruviana* (Scarabaeidae: Rutelinae): Un nuevo escarabajo exótico introducido en Chile. *Revista Chilena de Entomología*, 37: 75-80.

Morrone, J. J. (2002). Presentación sintética de un nuevo esquema biogeográfico de América Latina y el Caribe. Proyecto de Red Iberoamérica de Biogeografía y Entomología Sistemática PrIBES, 267-275.

Mullis, K., Faloona, F., Scharf, S., Saiki, R., Horn, G. & Ehrlich, H. (1986). Specific enzymatic amplification of DNA in vitro: the polymerase chain reaction. In: Cold Spring Harbor Symposia on Quantitative Biology 51: 263-273.

Murúa, M. G., Scalora, F. S., Navarro, F. R., Cazado, L. E., Casmuz, A., Villagrán, M. E., Lobos, E. & Gastaminza, G. (2014). First record of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Argentina. *Florida Entomologist*, 97(2): 854-856.

Myers, J. H., Savoie A. & Randen, E. V. (1998). Eradication and pest management. *Annual Review of Entomology*, 43(1): 471-491.

Naeole, C. K. & Haymer, D. S. (2003). Use of oligonucleotide arrays for molecular taxonomic studies of closely related species in the oriental fruit fly (*Bactrocera dorsalis*) complex. *Molecular Ecology Notes*, 3(4): 662-665.

Nagoshi, R. N., Brambila, J., & Meagher, R. L. (2011). Use of DNA barcodes to identify invasive armyworm *Spodoptera* species in Florida. *Journal of Insect Science*, 11(154):1-11.

Nagoshi, R. N., Meagher, R. L., Adamczyk Jr, J. J., Braman, S. K., Brandenburg, R. L., & Nuessly, G. (2006). New restriction fragment length polymorphisms in the cytochrome oxidase I gene facilitate host strain identification of fall armyworm (Lepidoptera:

Noctuidae) populations in the southeastern United States. *Journal of Economic Entomology*, 99(3): 671-677.

Nagoshi, R. N., Silvie, P., & Meagher, R. L. (2007). Comparison of haplotype frequencies differentiate fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) corn-strain populations from Florida and Brazil. *Journal of Economic Entomology*, 100(3): 954-961.

Neita-Moreno, J. C., & Ratcliffe, B. C. (2017). The genus *Tomarus* Erichson (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae: Pentodontini) in Argentina, Chile, and Uruguay. *Insecta Mundi*, 0547: 1–36.

Nijveldt, W. C. (1957). Levenswijze en bestrijding van de aspergevlieg (*Platyparea poeciloptera* Schrank) in Nederland. Staatsdrukkerij Uitgeverijbedrijf, (64.3):1-39. Consultado en: edepot.wur.nl/318149 (Acceso 13/11/16).

Núñez, S.E., Poma, G.M.A., Taquiri, H.K., Dioses, R.T. & Cardozo, Z.M. (2008). Espárrago peruano: Manejo integrado de plagas. Lima, SENASA.

Oba, Y., Ôhira, H., Murase, Y., Moriyama, A., & Kumazawa, Y. (2015). DNA barcoding of Japanese click beetles (Coleoptera, Elateridae). *PloS one*, 10(1): 1-16.

Ortiz, A. S., Rubio, R. M., Guerrero, J. J., Garre, M. J., Serrano, J., Hebert, P. D., & Hausmann, A. (2017). Close congruence between Barcode Index Numbers (bins) and species boundaries in the Erebidae (Lepidoptera: Noctuoidea) of the Iberian Peninsula. *Biodiversity data journal*, (5): 1-17.

Padial, J. M. & De La Riva, I. (2007). Integrative taxonomists should use and produce DNA barcodes. *Zootaxa*, 1586(1): 67-68. (Acceso 9/10/2016).

Parra, L. E., Angulo, A. O., & Jana-Sáenz, C. (1986). Lepidópteros de importancia agrícola: clave práctica para su reconocimiento en Chile (Lepidoptera: Noctuidae). *Gayana Zool*, 50(1-4): 81-116.

PeBOL. (2016). Código de Barras de ADN. Peruvian Barcode of Life. Consultado en: pebol.org/ (Acceso 10/10/2016).

Pogue, M. (2002). World revision of the genus *Spodoptera* Guenée. Memoirs of the American Entomological Society, 43: 1-20. Consultado en: archive.org/details/memoirsofameric432002amer (Acceso 11/10/2016).

Pogue, M. G. (2004). A new synonym of *Helicoverpa zea* (Boddie) and differentiation of adult males of *H. zea* and *H. armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae: Heliiothinae). Annals of the Entomological Society of America, 97(6): 1222-1226.

Pogue, M. G. & Passoa, S. (2000). *Spodoptera ochrea* (Lepidoptera: Noctuidae): a new host record (*Asparagus*) from Peru and description of the female genitalia. Annals of the Entomological Society of America, 93(5): 1019-1021.

Ramírez-Ponce, A., & Morón, M. Á. (2009). Relaciones filogenéticas del género *Anomala* (Coleoptera: Melolonthidae: Rutelinae). Revista mexicana de biodiversidad, 80(2): 357-394.

Ratcliffe, B. C. (2003). The Dynastine Scarab Beetles of Costa Rica and Panamá (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae). Bulletin of the University of Nebraska State Museum, 16: 1-506.

Ratnasingham, S. & Hebert, P. D. (2007). BOLD: The Barcode of Life Data System. Molecular Ecology Notes, 7(3): 355-364.

Ratnasingham, S., & Hebert, P. D. (2013). A DNA-based registry for all animal species: The Barcode Index Number (BIN) system. PloS one, 8(7): 1-16.

Raupach, M. J., Astrin, J. J., Hannig, K., Peters, M. K., Stoeckle, M. Y., & Wägele, J. W. (2010). Molecular species identification of Central European ground beetles (Coleoptera:

Carabidae) using nuclear rDNA expansion segments and DNA barcodes. *Frontiers in zoology*, 7(26): 2-15.

Robinson, G. S. (1976). The preparation of slides of Lepidoptera genitalia with special reference to the Microlepidoptera. *Entomologist's Gazette*, 27(2):127-132.

Roe, A. D., Simonsen, T. J., Scholtens, B., Sperling, F. A. H., & Weller, S. J. (2015). Phycitinae Phylogeny Based on Two Genes, with Implications for Morphological Trait Evolution and Heinrich's Tribal Classification (Lepidoptera: Pyralidae). *Journal of the Lepidopterists' Society*, 69(3): 157–173.

Rolim, A. A. S. G., Yano, S. A. C., Specht, A., Andrade, C. G. T. D. J., & Sosa-Gómez, D. R. (2013). Morphological and molecular characterization of the eggs of some noctuid species associated with soybean in Brazil. *Annals of the Entomological Society of America*, 106(5): 643-651.

Saccone, C., De Giorgi, C., Gissi, C., Pesole, G. & Reyes, A. (1999). Evolutionary genomics in Metazoa: the mitochondrial DNA as a model system. *Gene*, 238(1): 195-209.

Saiki, R. K., Gelfand, D. H., Stoffel, S., Scharf, S. T., Higuchi, R., Horn, G. T., Mullis, K.B. & Ehrlich, H. A. (1988). Primer-directed enzymatic amplification of DNA. *Science*, 239: 587-491.

San Blas, G. (2014). *Agrotis* Ochsenheimer (Lepidoptera, Noctuidae): a systematic analysis of South American species. *Zootaxa*, 3771(1): 1-64.

San Blas, G., & Agrain, F. (2017). Revalidation and redescription of *Feltia deprivata* (Walker) (= *bilitura* of authors) (Lepidoptera: Noctuidae), a pest species on South America. *Zootaxa*, 4323(2): 250-260.

Sánchez, V., G. A. & Vergara, C. C. (1996). Lepidópteros defoliadores de espárrago en la Costa del Perú. Revista Peruana de Entomología, 38: 99-100. Consultado en: sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/entomologia/v38/pdf/a24v38.pdf (Acceso 10/11/2016).

Sánchez Velásquez, G. & Sánchez Vigo, J. (2008). Manejo integrado del cultivo del espárrago en el Perú. Lima, Perú: Instituto Peruano del Espárrago y Hortalizas.

Schauff, M. E. (Ed.). (2001). Collecting and preserving insects and mites: techniques & tools. Consultado en: archive.org/details/insectsmitestech1443stey (Acceso 12/10/2016).

SENASA (2013). Certificación fitosanitaria y supervisión en la exportación de espárrago fresco (*Asparagus officinalis*), Servicio Nacional de Sanidad Agraria, 1-18.

SENASA. (2016a). Servicio Nacional de Sanidad Agraria. Dirección General de Salud Animal. Servicio Nacional de Sanidad Agraria, 9-1.

SENASA. (2016b). Servicio Nacional de Sanidad Agraria. SENASA da inicio a la identificación de insectos con código de barras de ADN. Boletín informativo SENASA: Comunicándonos, 1-20.

SENASA. (2017a). Servicio Nacional de Sanidad Agraria. Huánuco: Monitoreo de *Helicoverpa armigera* en cultivos de maíz. Disponible en: <https://www.senasa.gob.pe/senasacontigo/huanuco-monitoreo-de-helicoverpa-armigera-en-cultivos-de-maiz/>

SENASA. (2017b). Servicio Nacional de Sanidad Agraria. Áncash: Prospección de *Helicoverpa armigera* en cultivos hospedantes. Disponible en: www.senasa.gob.pe/senasacontigo/ancash-prospeccion-de-helicoverpa-armigera-en-cultivos-hospedantes/

SENASA. (2017c). Servicio Nacional de Sanidad Agraria. Ica: Monitoreo preventivo de *Helicoverpa armigera* en cultivos de maíz y pallar. Disponible en: <https://www.senasa.gob.pe/senasacontigo/senasa-ica-monitoreo-preventivo-de-helicoverpa-armiguera-en-cultivos-de-maiz-y-pallar/>

Shorthouse, D. P. (2010). SimpleMappr, an online tool to produce publication-quality point maps. Disponible en: <http://www.simplemappr.net/>

Sibatani, A., Ogata, M., Okada, Y., & Okagaki, H. (1954). Male Genitalia of Lepidoptera: Morphology and Nomenclature, I. Divisions of the Valvae in Rhopalocera, Phalaenidae (= Noctuidae) and Geometridae. *Annals of the Entomological Society of America*, 47(1): 93-106.

SIICEX. (2016). Sistema Integrado de Información de Comercio Exterior. Espárrago peruano cerca de ingresar a EE. UU. sin necesidad de fumigación. (Recuperado de <http://www.siicex.gob.pe>)

Smith, M. A., Bertrand, C., Crosby, K., Eveleigh, E. S., Fernandez-Triana, J., Fisher, B. L., Gibs, J., Hajibabaei, M., Hallwachs, W., Hind, K., Hrcek, J., Huan, D., Janda, M., Janzen, D.H., Li, Y., Miller, S.E., Packer, L., Quicke, D., Ratnasingham. S., Rodriguez, J., Rougerie, R., Shaw, M., R., Sheffield, L., Stahlhut, J.K., Steinke, D., Whitfield, J., Wood, M. & Zhou, X. (2012). *Wolbachia* and DNA barcoding insects: patterns, potential, and problems. *PloS one*, 7(5): 1-12.

Smith, M. A., Wood, D. M., Janzen, D. H., Hallwachs, W. & Hebert, P. D. (2007). DNA barcodes affirm that 16 species of apparently generalist tropical parasitoid flies (Diptera: Tachinidae) are not all generalists. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 104(12): 4967-4972.

Stoeckle, M. (2003). Taxonomy, DNA, and the bar code of life. *BioScience*, 53(9): 796-797.

Todd, E. L., & Poole, R. W. (1980). Keys and illustrations for the armyworm moths of the noctuid genus *Spodoptera* Guenée from the Western Hemisphere. *Annals of the Entomological Society of America*, 73(6): 722-738.

Triplehorn, C. A. & Johnson, N. F. (2005). Borror and DeLong's introduction to the study of insects. Belmont, Thomson Brooks Cole.

Waugh, J. (2007). DNA barcoding in animal species: progress, potential and pitfalls. *BioEssays*, 29(2): 188-197.

Werren, J. H., Baldo, L., & Clark, M. E. (2008). *Wolbachia*: master manipulators of invertebrate biology. *Nature Reviews Microbiology*, 6(10): 741.

Wilson, J.J. (2012). DNA barcodes for insects. In: Kress, W.J. & Erikson, D.L. (Eds) *DNA Barcodes: Methods and Protocols*, *Methods in Molecular Biology*. New York, Humana Press.

Woodcock, T. S., Boyle, E. E., Roughley, R. E., Kevan, P. G., Labbee, R. N., Smith, A. B., Goulted, H., Steinke, D. & Adamowicz, S. J. (2013). The diversity and biogeography of the Coleoptera of Churchill: insights from DNA barcoding. *BMC ecology*, 13(40): 1-15.

Zahiri, R., Lafontaine, J. D., Schmidt, B. C., Zakharov, E. V., & Hebert, P. D. (2014). A transcontinental challenge—a test of DNA barcode performance for 1,541 species of Canadian Noctuoidea (Lepidoptera). *PloS one*, 9(3): 1-12.

Zahiri, R., Lafontaine, J. D., Schmidt, B. C., Zakharov, E. V., & Hebert, P. D. (2017). Probing planetary biodiversity with DNA barcodes: The Noctuoidea of North America. *PloS one*, 12(6): 1-18.

10.FIGURAS Y TABLAS

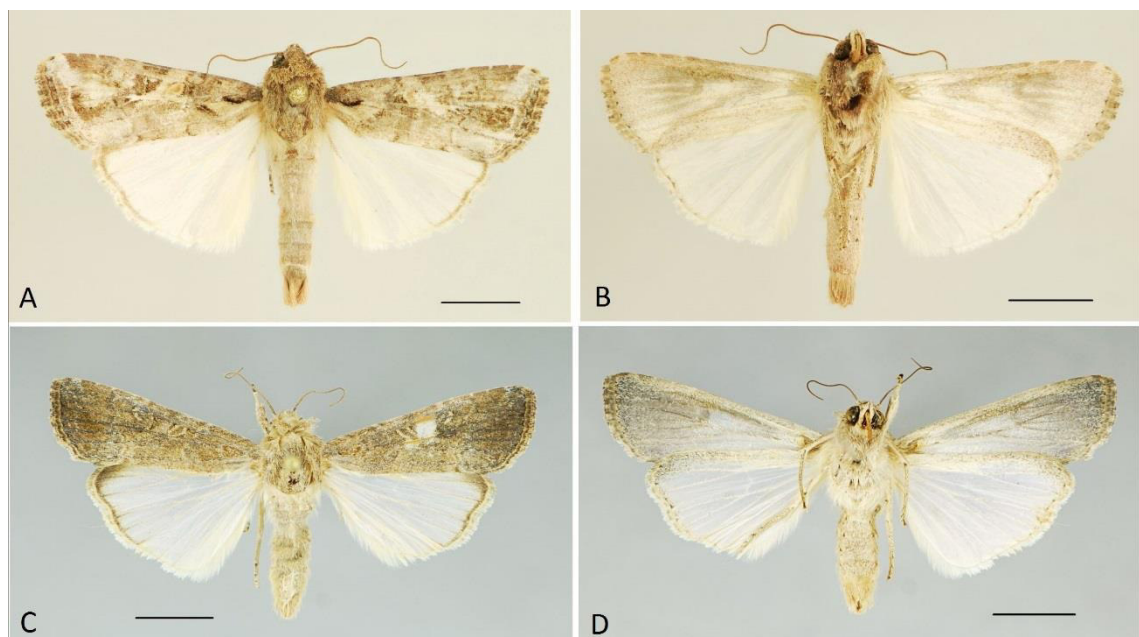


Figura 7 (A-D). *Spodoptera frugiperda*. Vista dorsal y ventral. Macho (A-B), Manache (Huaramey). Hembra (C-D), Manache (Huaramey). Escala = 5 mm.

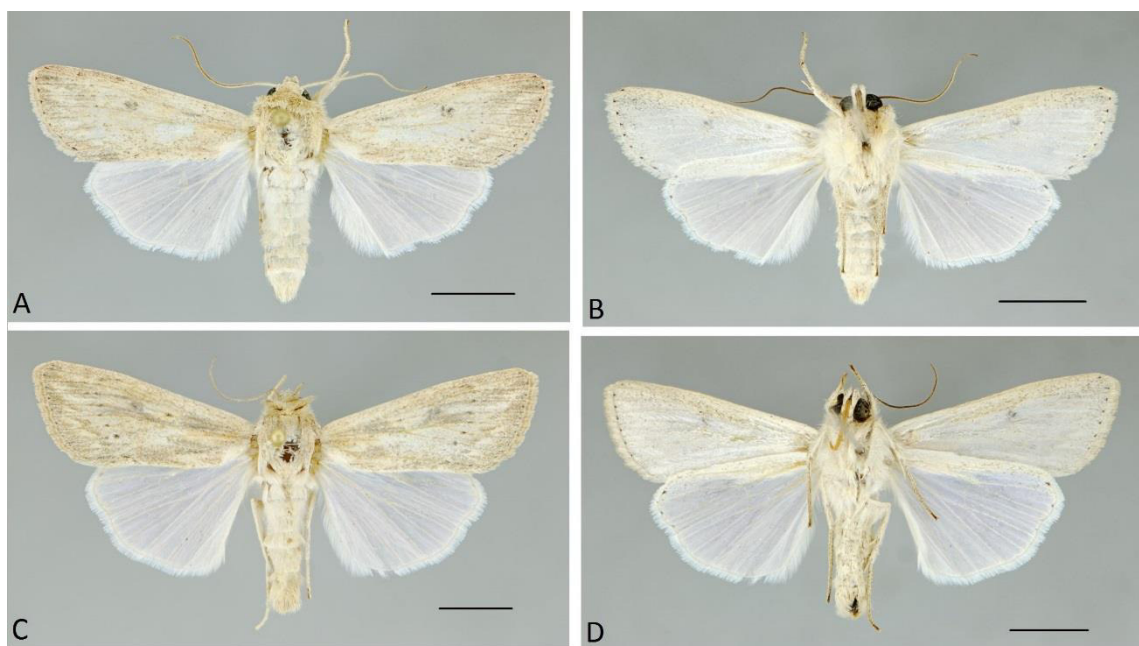


Figura 8 (A-D). *Spodoptera ochrea*. Vista dorsal y ventral. Macho (A-B), Manache (Huaramey). Hembra (C-D), Manache (Huaramey). Escala = 5 mm.

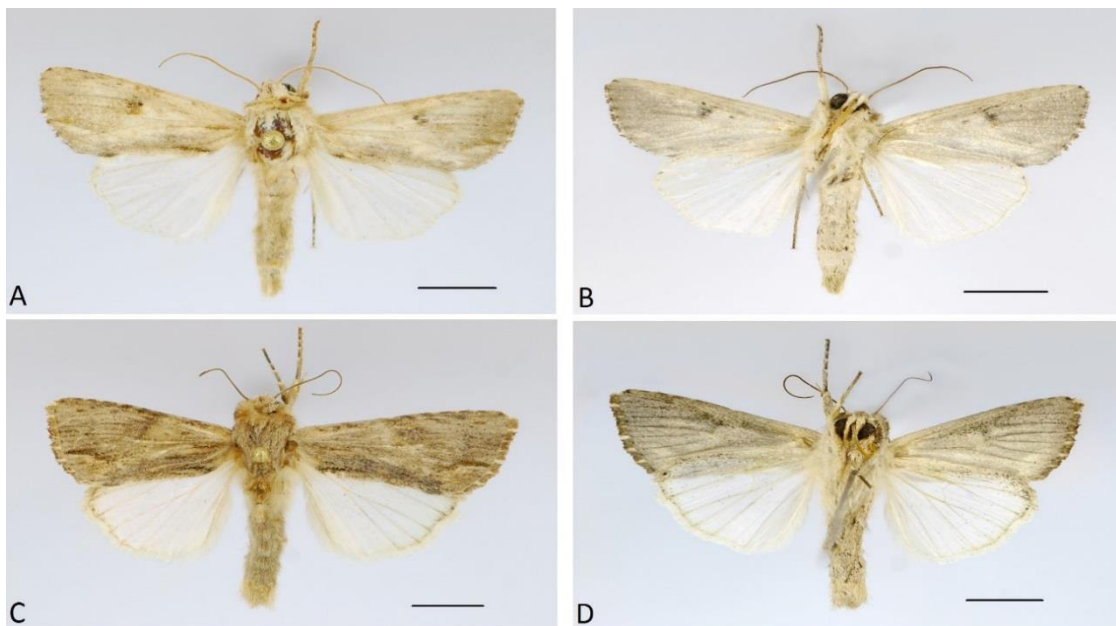


Figura 9 (A-D). *Spodoptera eridania*. Vista dorsal y ventral. Macho (A-B), Manache (Huarmey). Hembra (C-D), Manache (Huarmey). Escala = 5 mm.

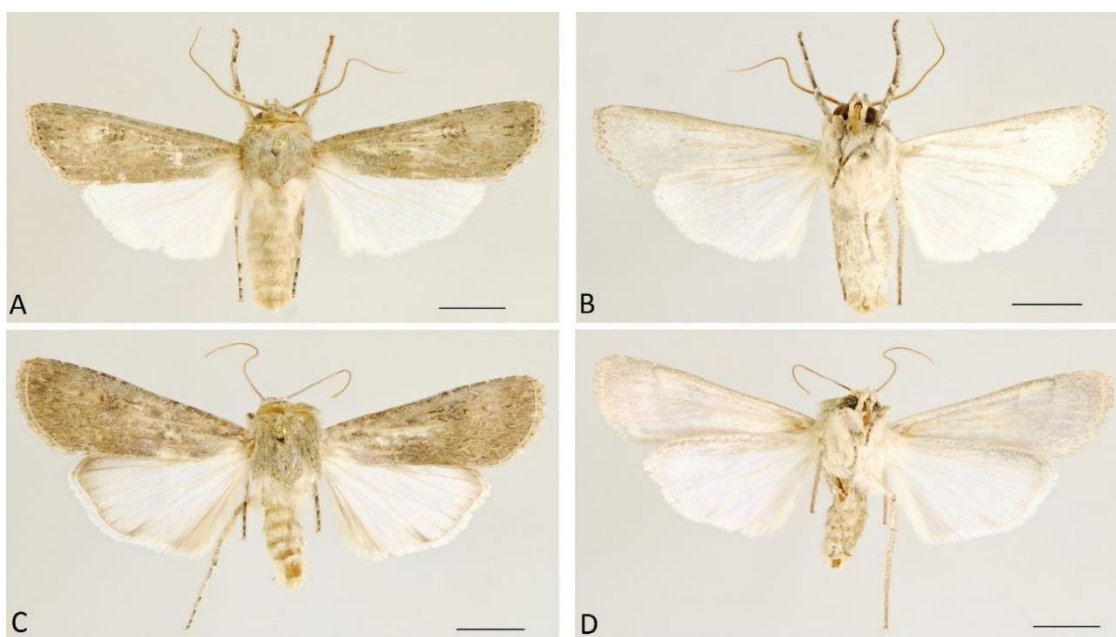


Figura 10 (A-D). *Agrotis experta*. Vista dorsal y ventral. Macho (A-B), C.P San Benito (Cañete). Hembra (C-D), Pampas de Villacurí (Ica). Escala = 5 mm.

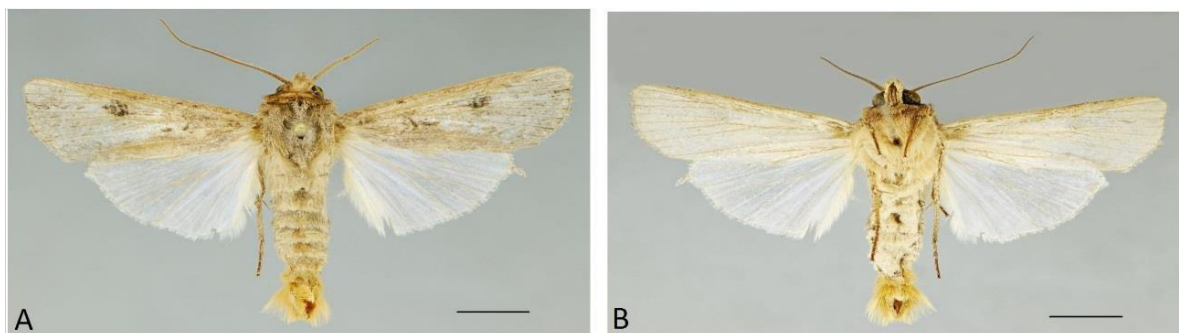


Figura 11 (A-B). *Agrotis malefida*. Vista dorsal y ventral. Macho (A-B), C.P San Benito (Cañete). Hembra (C-D), C.P San Benito (Cañete). Escala = 5 mm.

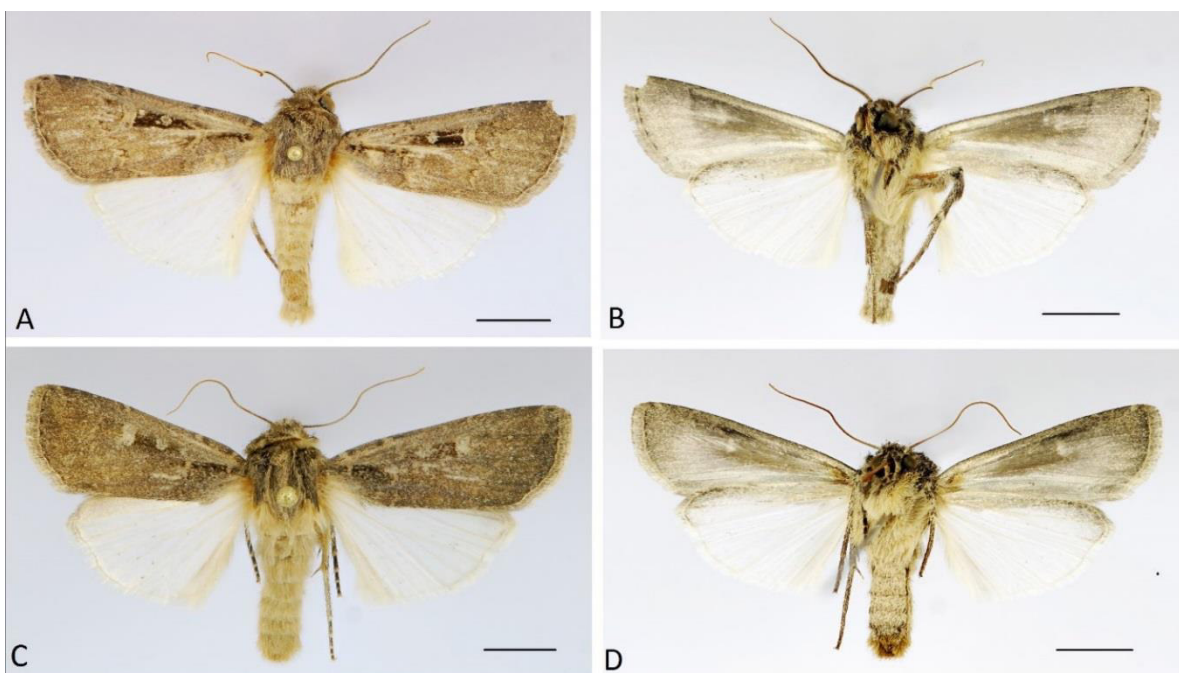


Figura 12 (A-D). *Feltia deprivata*. Vista dorsal y ventral. Macho (A-B), Pampas de Villacurí (Ica). Hembra (C-D), Pampas de Villacurí (Ica). Escala = 5 mm.

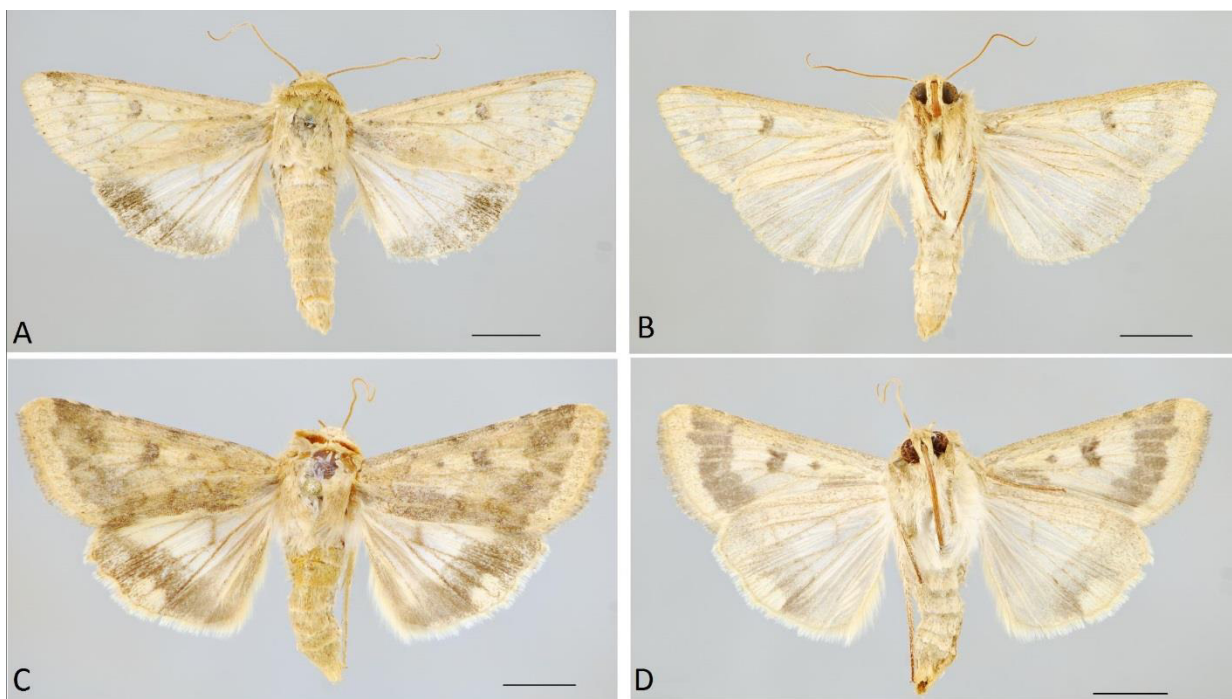


Figura 13 (A-D). *Helicoverpa zea*. Vista dorsal y ventral. Macho (A-B), C.P San Benito (Cañete). Hembra (C-D), C.P San Benito (Cañete). Escala = 5 mm.

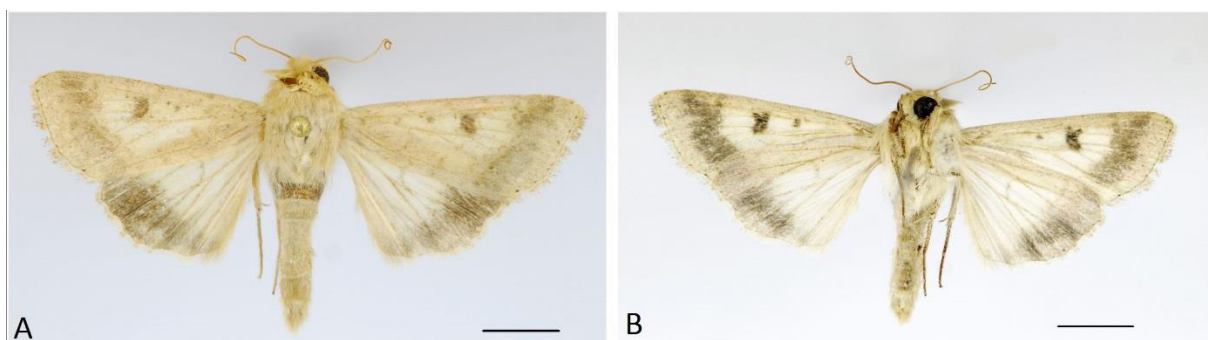


Figura 14 (A-B). *Helicoverpa armigera*. Vista dorsal y ventral. Macho (A-B), Manache (Huarmey). Escala = 5 mm.



Figura 15 (A-D). *Chrysodeixis includens*. Vista dorsal y ventral. Macho (A-B), Manache (Huaramey). Hembra (C-D), Manache (Huaramey). Escala = 5 mm.

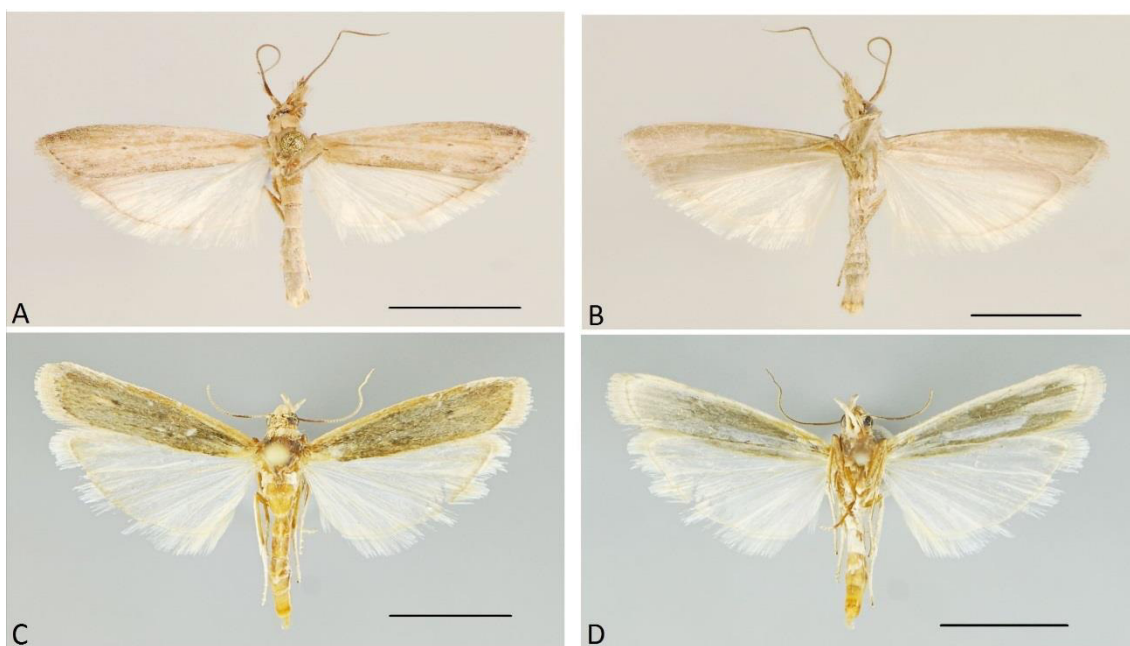


Figura 16 (A-D). *Elasmopalpus lignosellus*. Vista dorsal y ventral. Macho (A-B), Manache (Huaramey). Hembra (C-D), Manache (Huaramey). Escala = 5 mm.

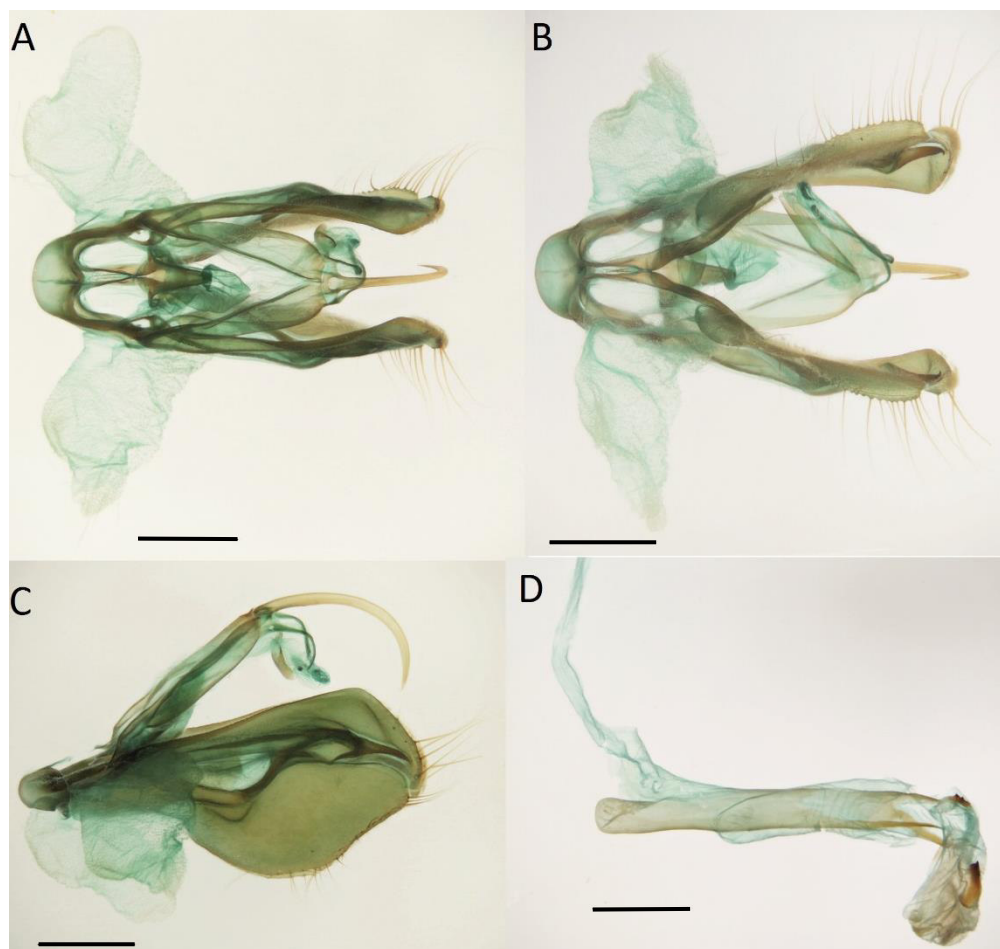


Figura 17 (A-D). *Spodoptera frugiperda*. Genitalia macho. Vista dorsal (A), vista ventral (B), vista lateral (C), aedeago (D). Escala = 1 mm.

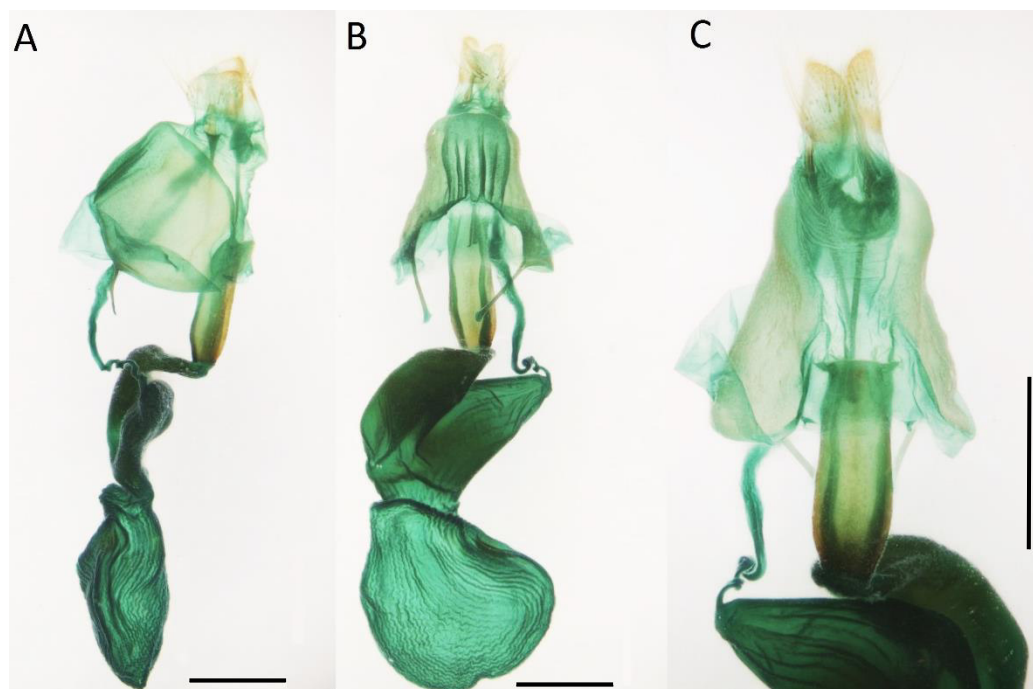


Figura 18 (A-C). *Spodoptera frugiperda*. Genitalia hembra. Vista lateral (A), vista dorsal (B), vista ventral (C). Escala = 1 mm.

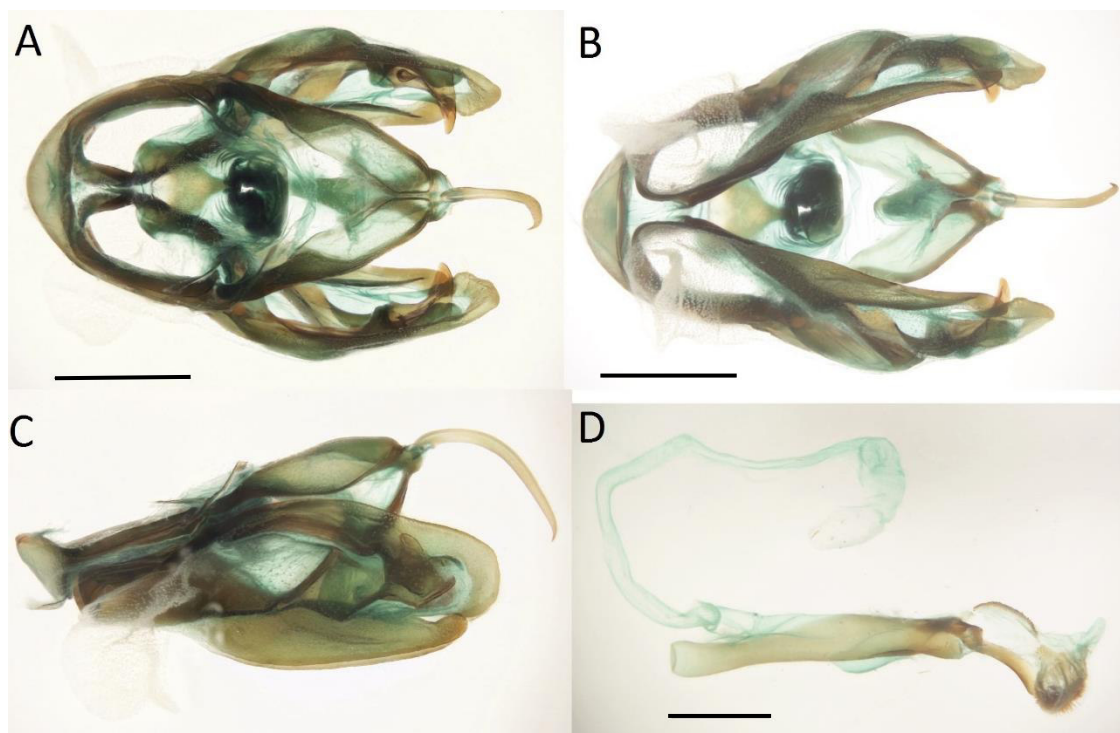


Figura 19 (A-D). *Spodoptera ochrea*. Genitalia macho. Vista dorsal (A), vista ventral (B), vista lateral (C), aedeago (D). Escala = 1 mm.

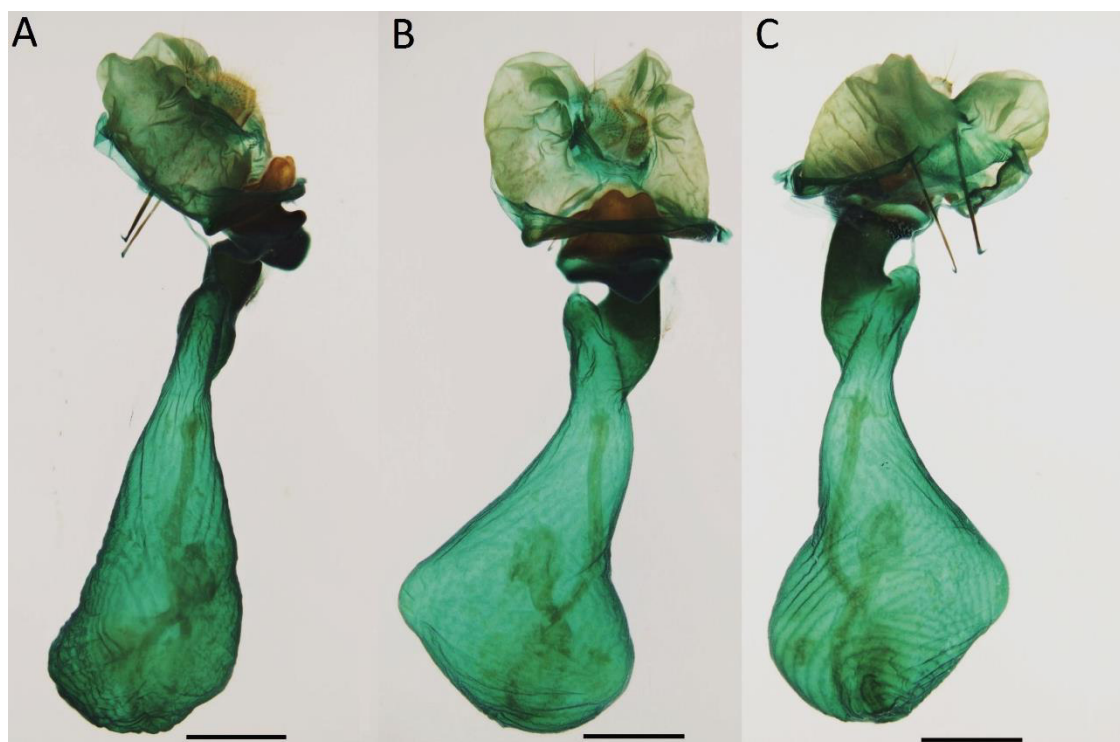


Figura 20 (A-C). *Spodoptera ochrea*. Genitalia hembra. Vista lateral (A), vista ventral (B), vista dorsal (C). Escala = 1 mm.

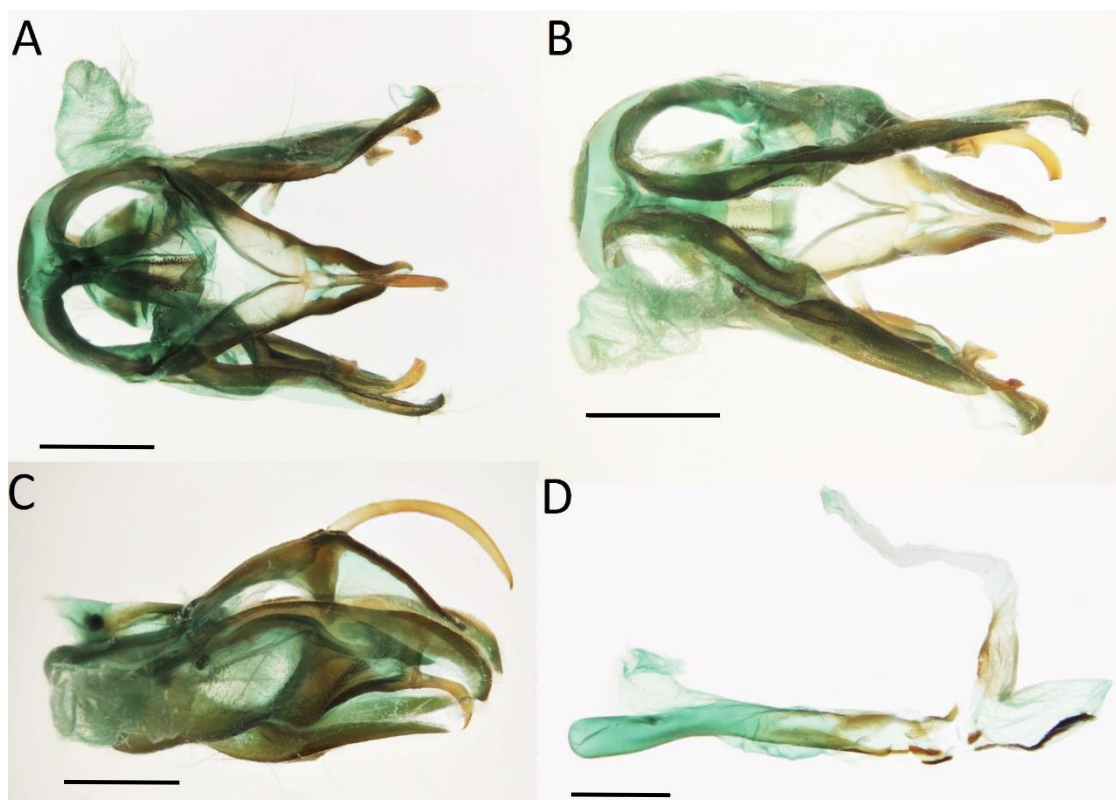


Figura 21 (A-D). *Spodoptera eridania*. Genitalia macho. Vista dorsal (A), vista ventral (B), vista lateral (C), aedeago (D). Escala = 1 mm.

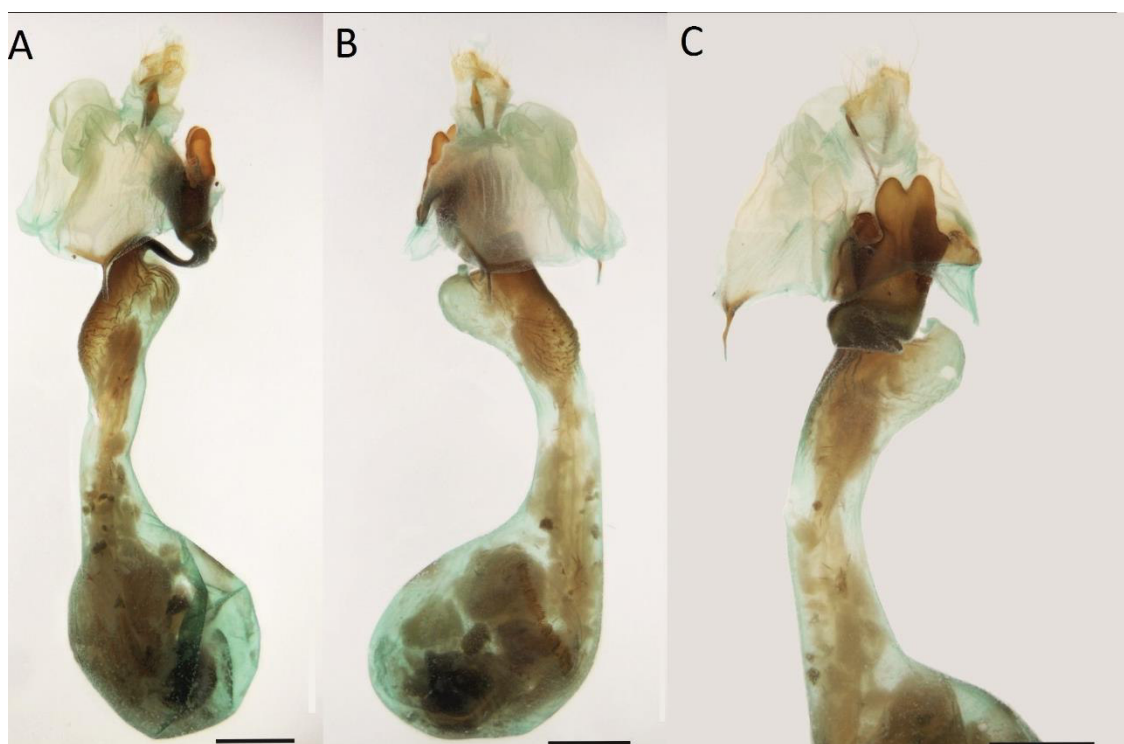


Figura 22 (A-C). *Spodoptera eridania*. Genitalia hembra. Vista lateral (A), vista lateral con signum (B), vista ventral (C). Escala = 1 mm.

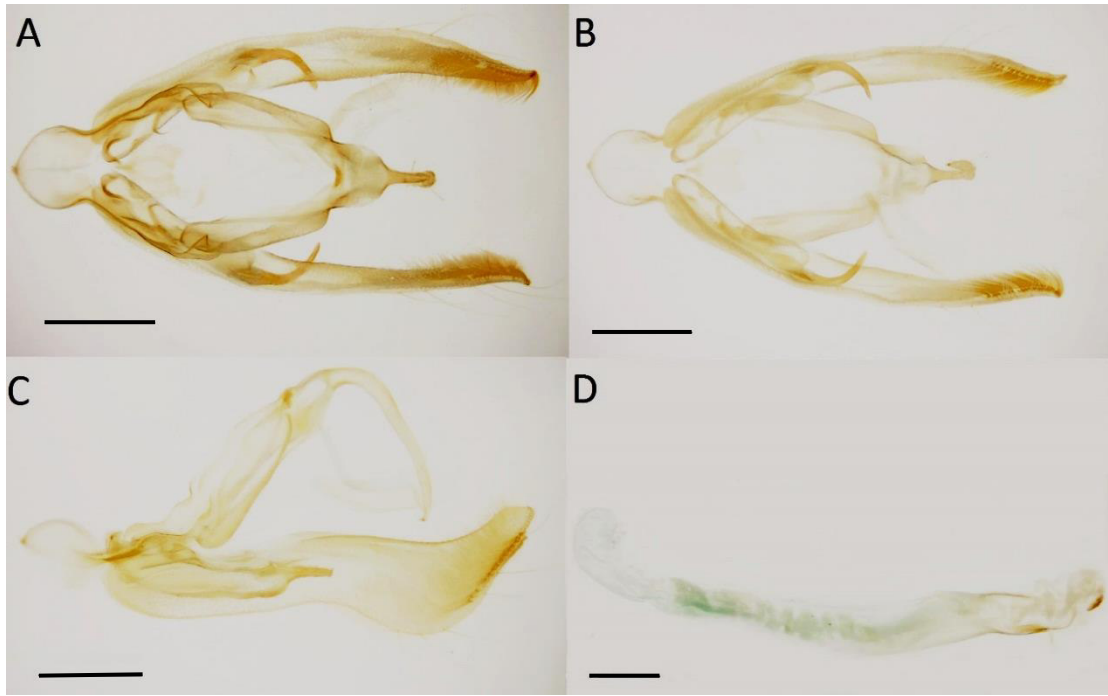


Figura 23 (A-D). *Agrotis experta*. Genitalia macho. Vista dorsal (A), vista ventral (B), vista lateral (C), aedeago (D). Escala = 1 mm.

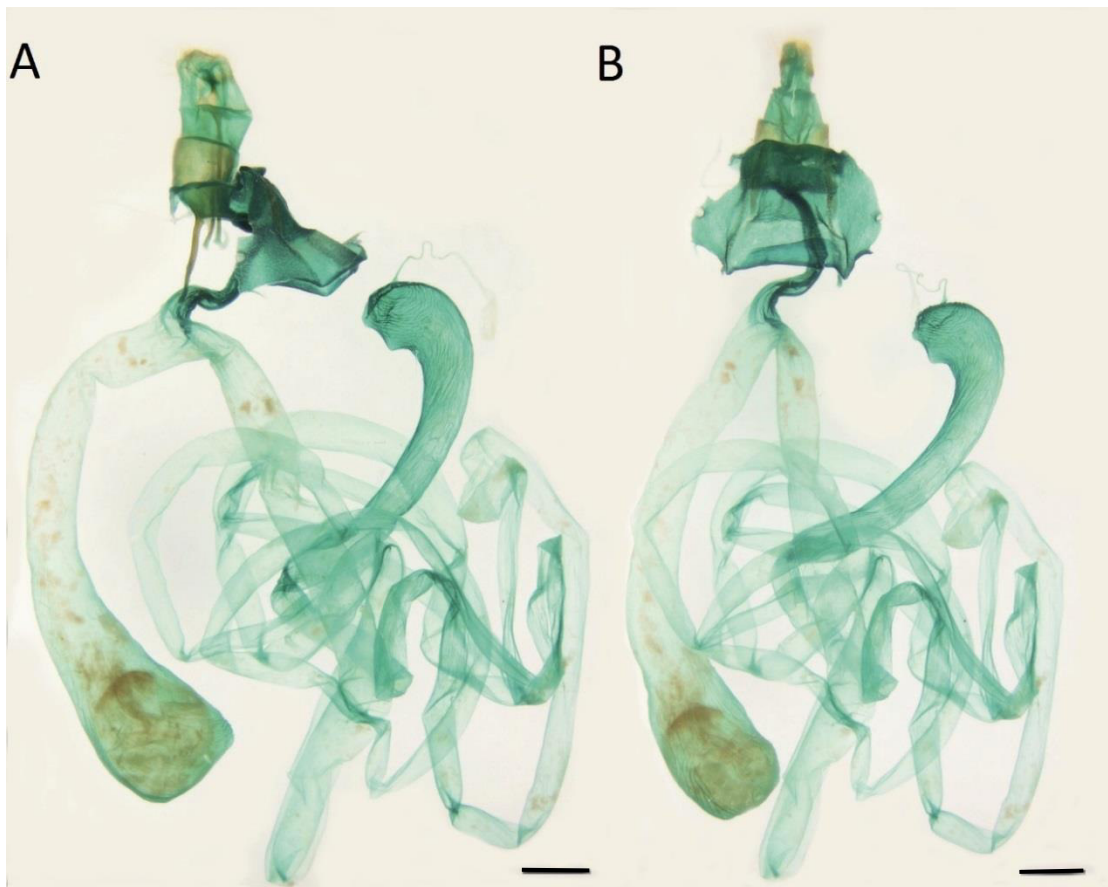


Figura 24 (A-B). *Agrotis experta*. Genitalia hembra. Vista lateral (A), vista ventral (B). Escala = 1 mm.

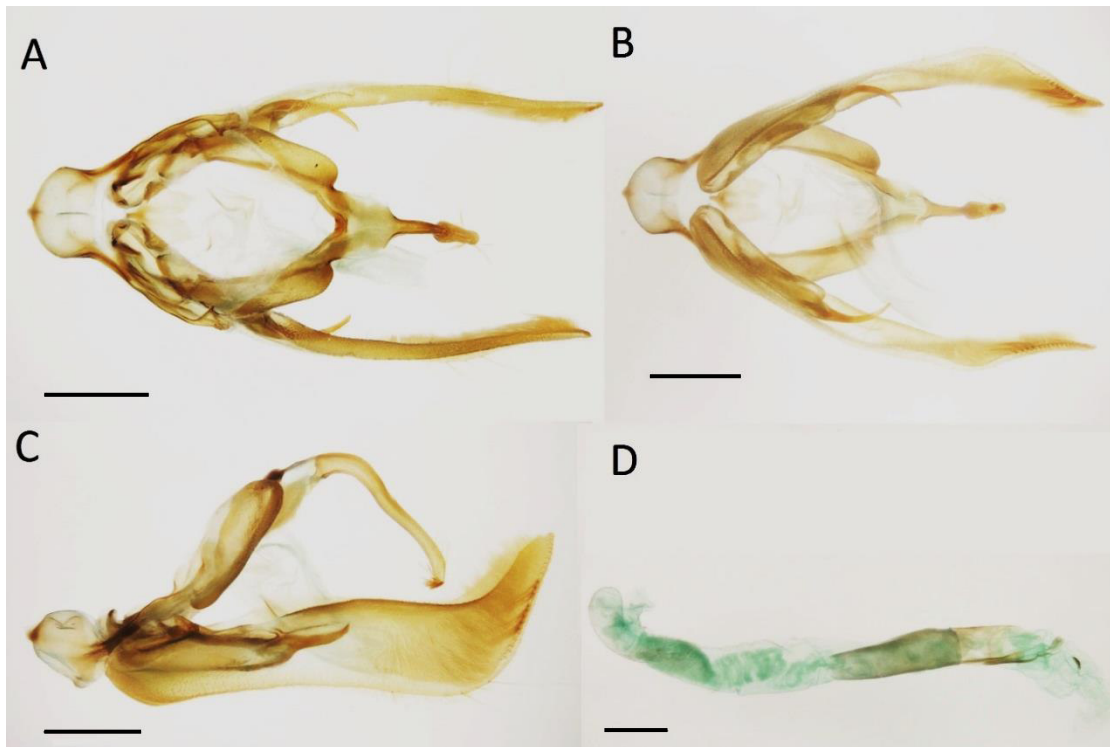


Figura 25 (A-D). *Agrotis malefida*. Genitalia macho. Vista dorsal (A), vista ventral (B), vista lateral (C), aedeago (D). Escala = 1 mm.

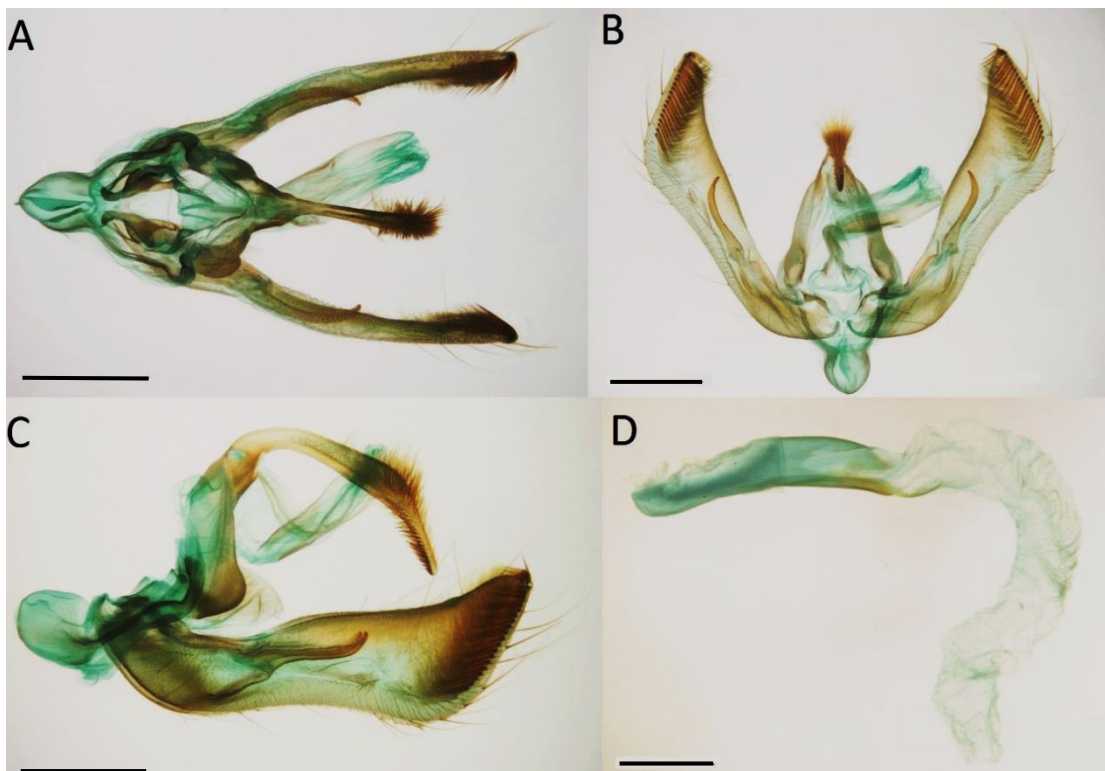


Figura 26 (A-D). *Feltia deprivata*. Genitalia macho. Vista dorsal (A), vista ventral (B), vista lateral (C), aedeago (D). Escala = 1 mm.

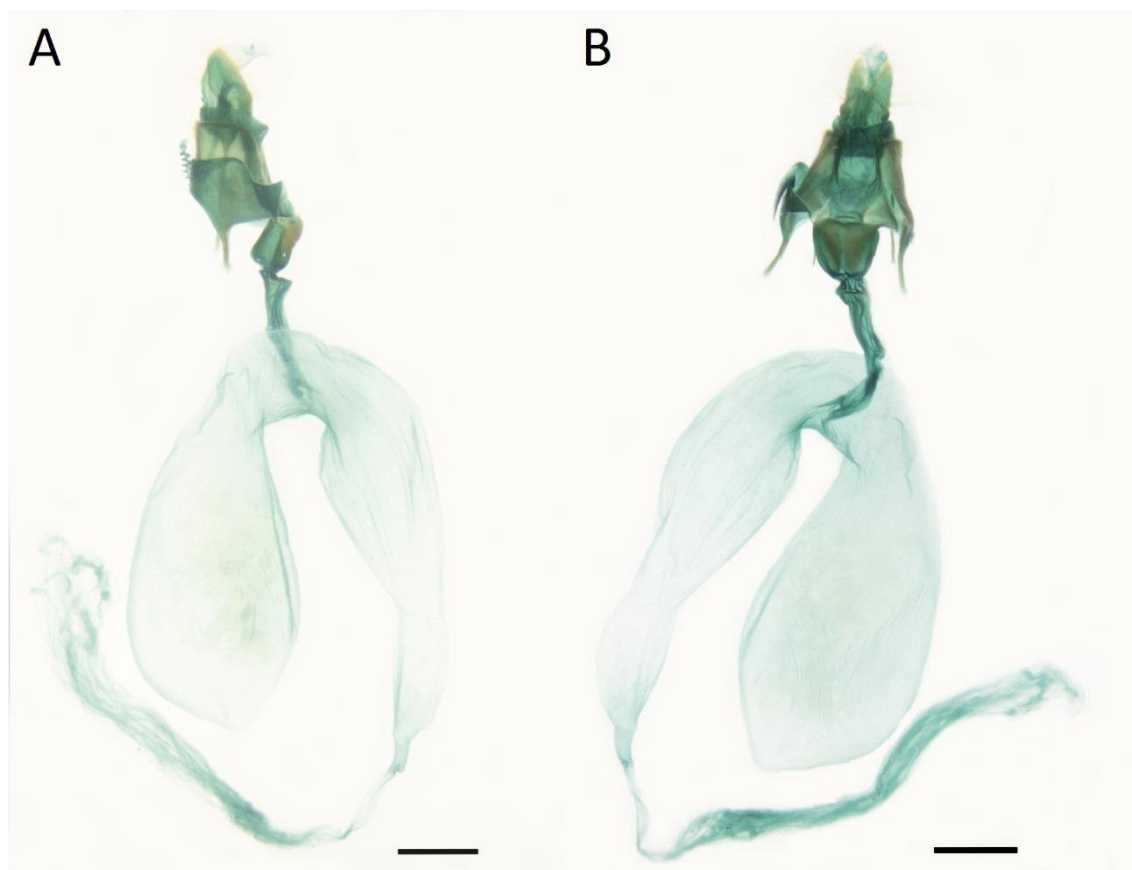


Figura 27 (A-B). *Feltia deprivata*. Genitalia hembra. Vista lateral (A), vista dorsal (B). Escala = 1 mm.

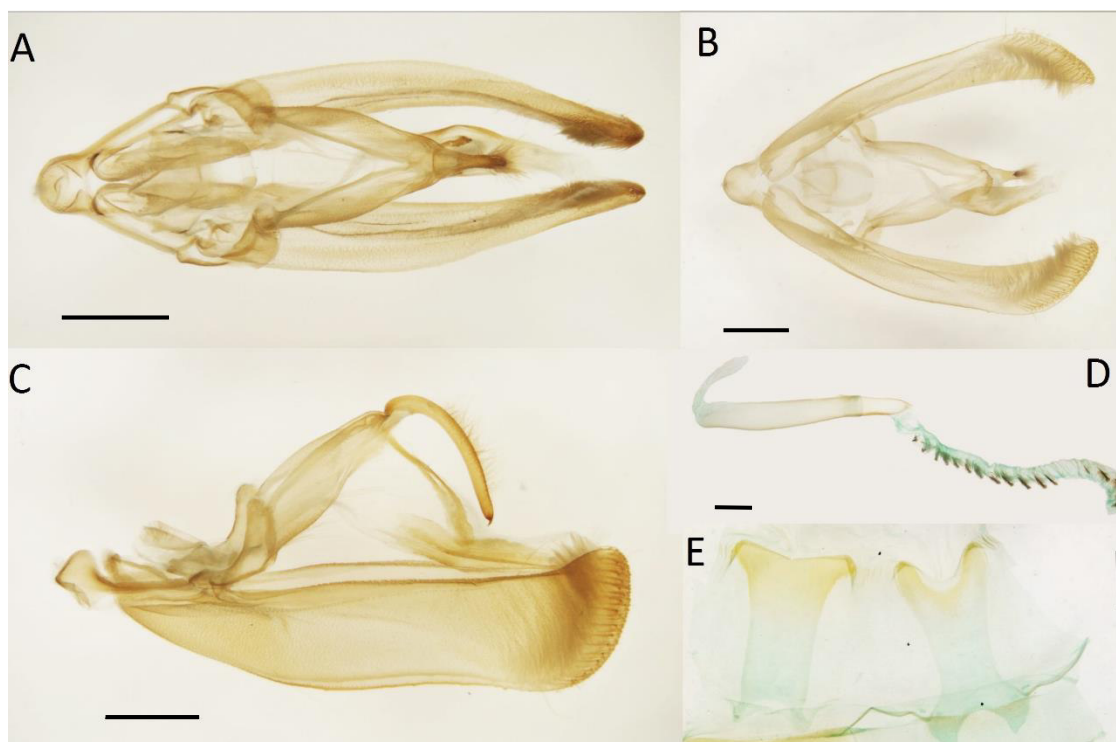


Figura 28 (A-E). *Helicoverpa zea*. Genitalia macho. Vista dorsal (A), vista ventral (B), vista lateral (C), aedeago (D), octavo tergite y esternite (E). Escala = 1 mm.

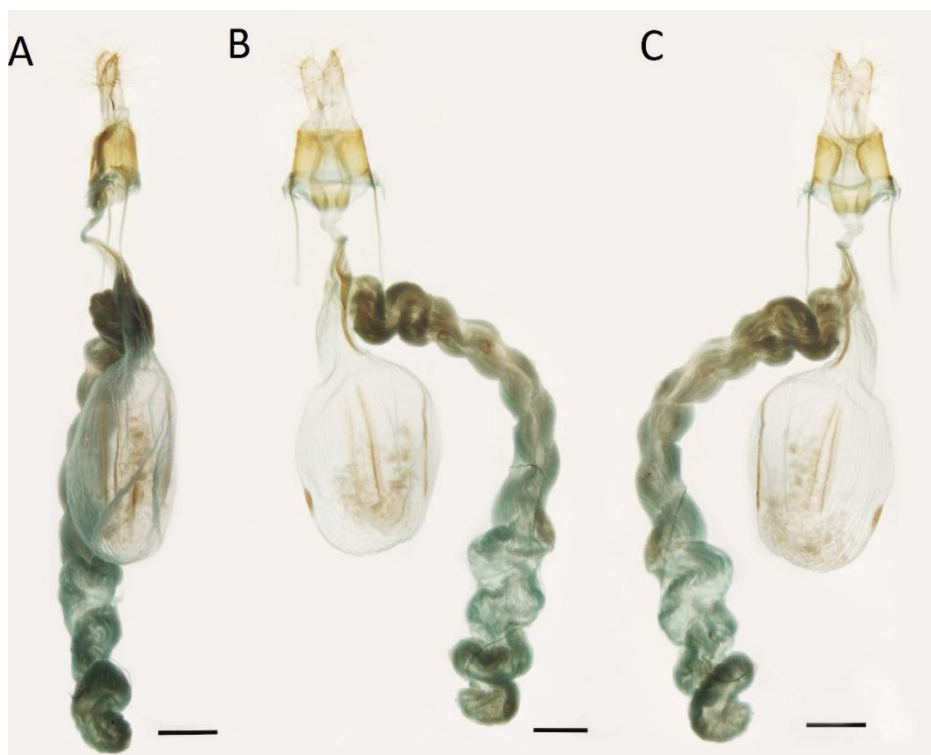


Figura 29 (A-C). *Helicoverpa zea*. Genitalia hembra. Vista lateral (A), vista dorsal (B), vista ventral (C). Escala = 1 mm.

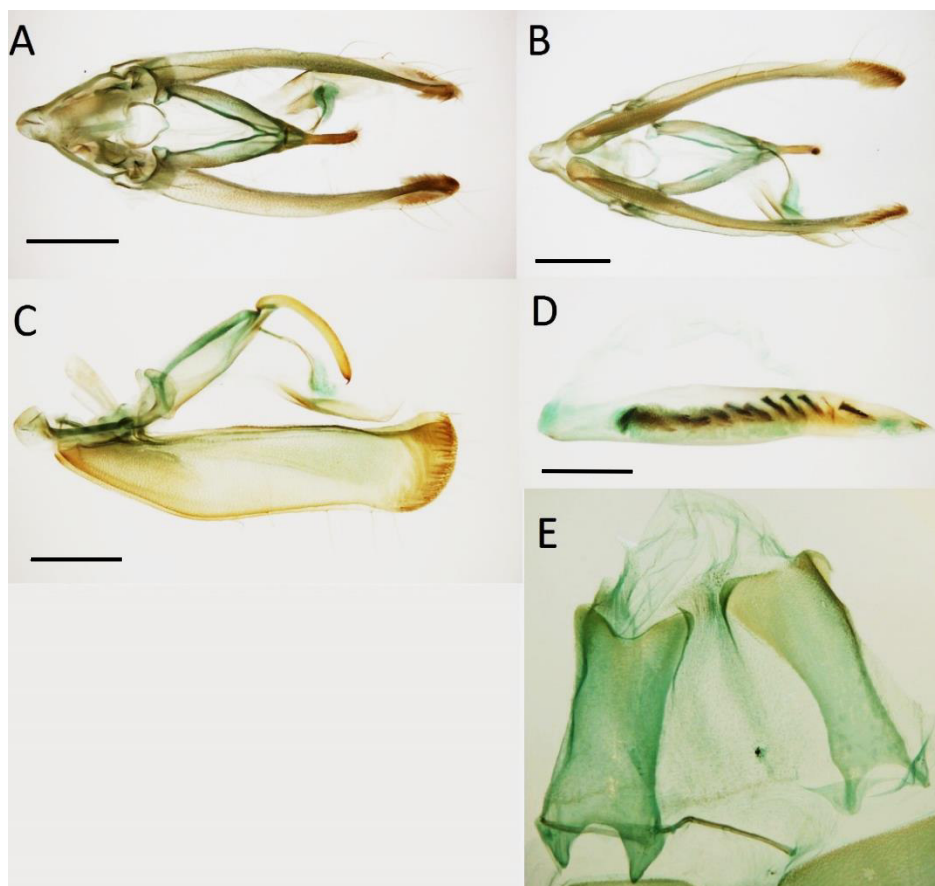


Figura 30 (A-E). *Helicoverpa armigera*. Genitalia macho. Vista dorsal (A), vista ventral (B), vista lateral (C), aedeago (D), octavo tergite y esternite (E). Escala = 1 mm.

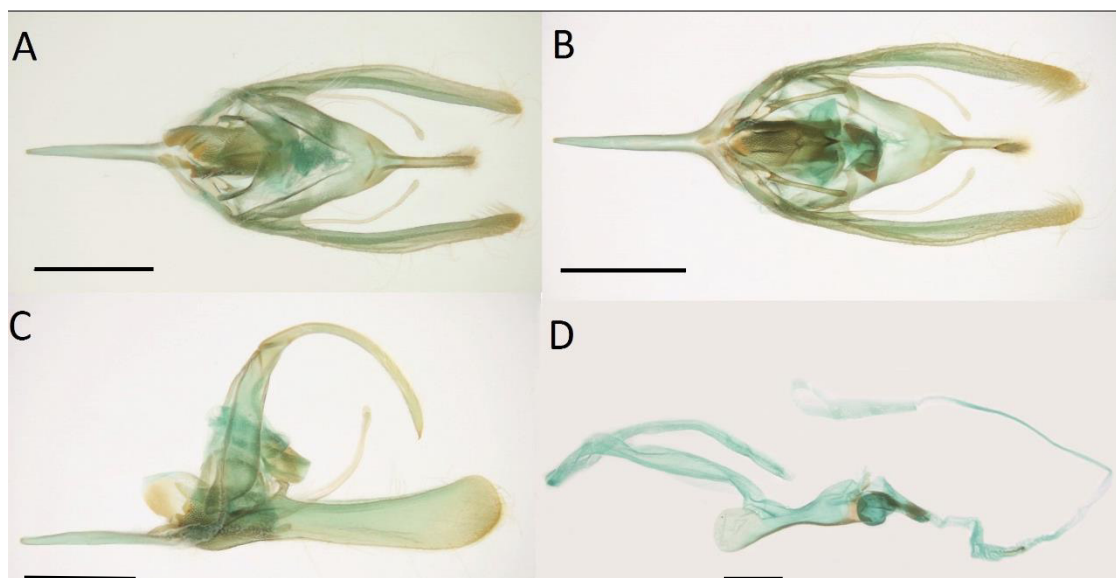


Figura 31 (A-D). *Chrysodeixis includens*. Genitalia macho. Vista dorsal (A), vista ventral (B), vista lateral (C), aedeago (D). Escala = 1 mm.

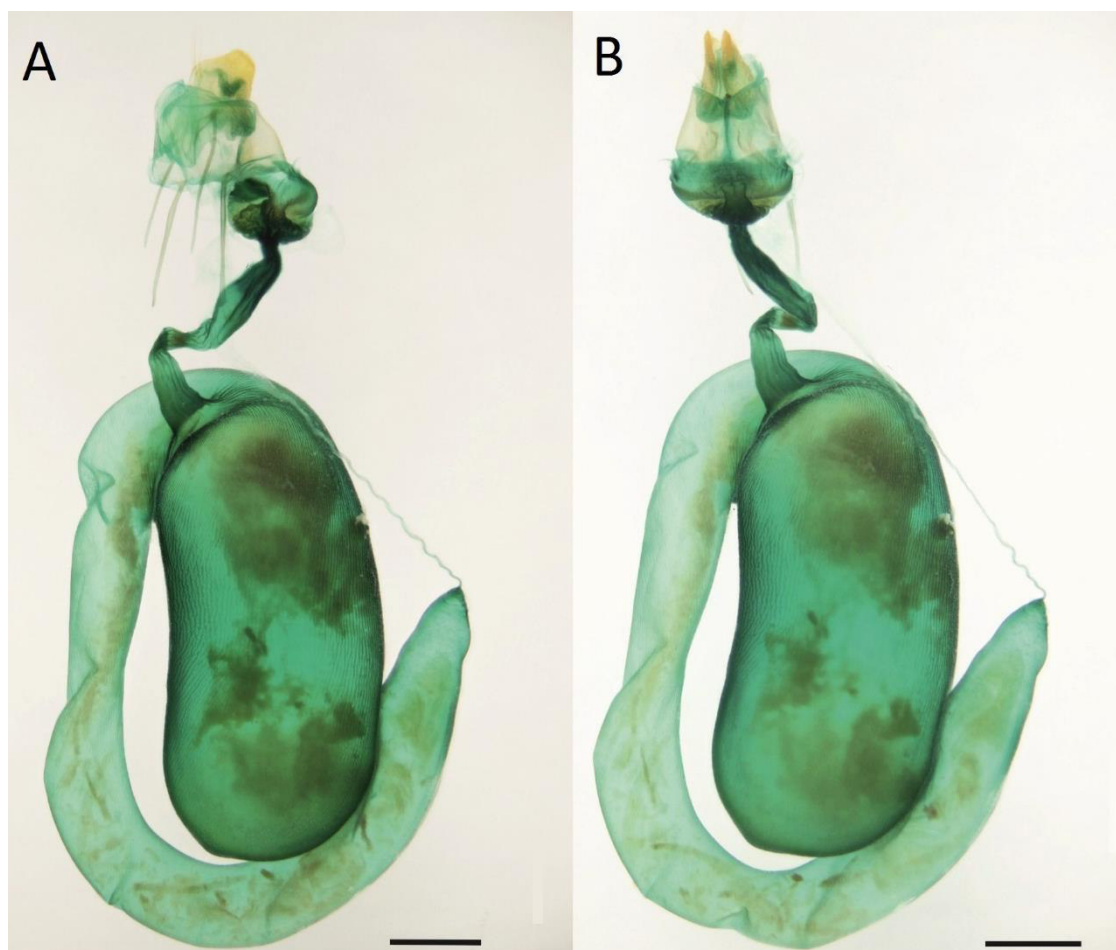


Figura 32 (A-B). *Chrysodeixis includens*. Genitalia hembra. Vista lateral (A), vista dorsal (B). Escala = 1 mm.



Figura 33 (A-D). *Spodoptera frugiperda*. Genitalia macho. Vista dorsal (A), vista ventral (B), vista lateral (C), aedeago (D). Escala = 1 mm.

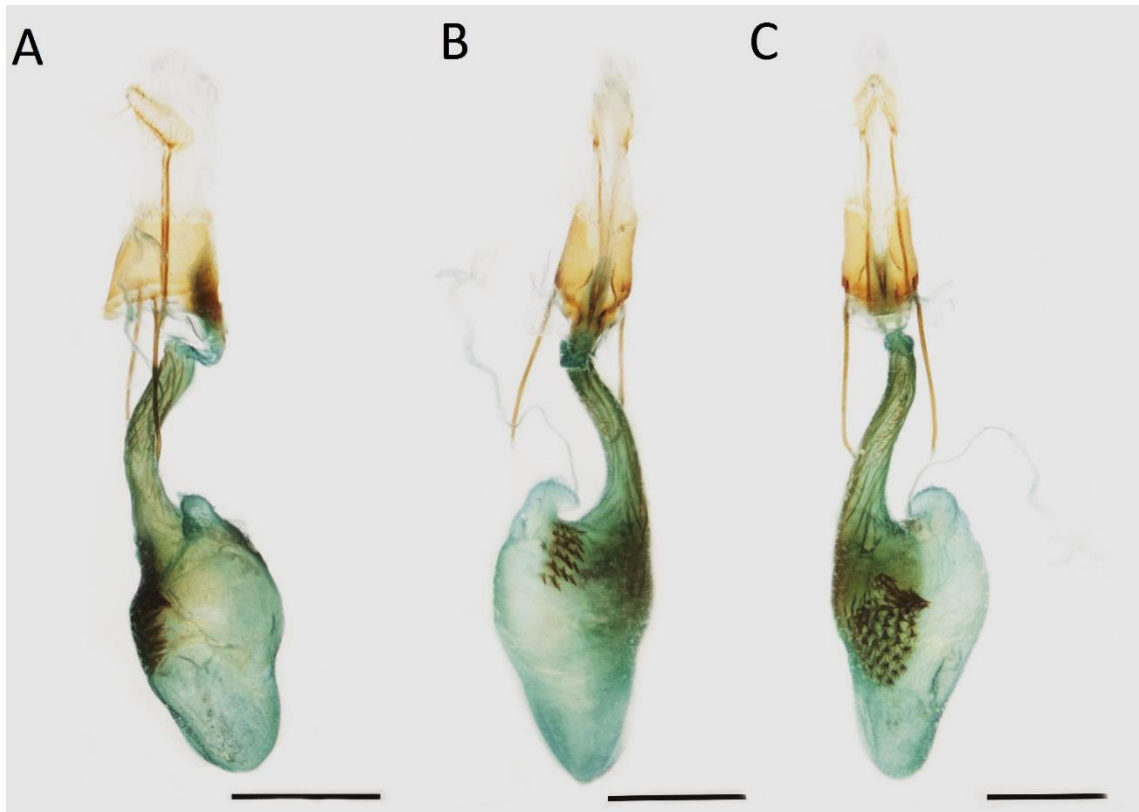


Figura 34 (A-C). *Elasmopalpus lignosellus*. Genitalia hembra. Vista lateral (A), vista dorsal (B), vista ventral (C). Escala = 1 mm.

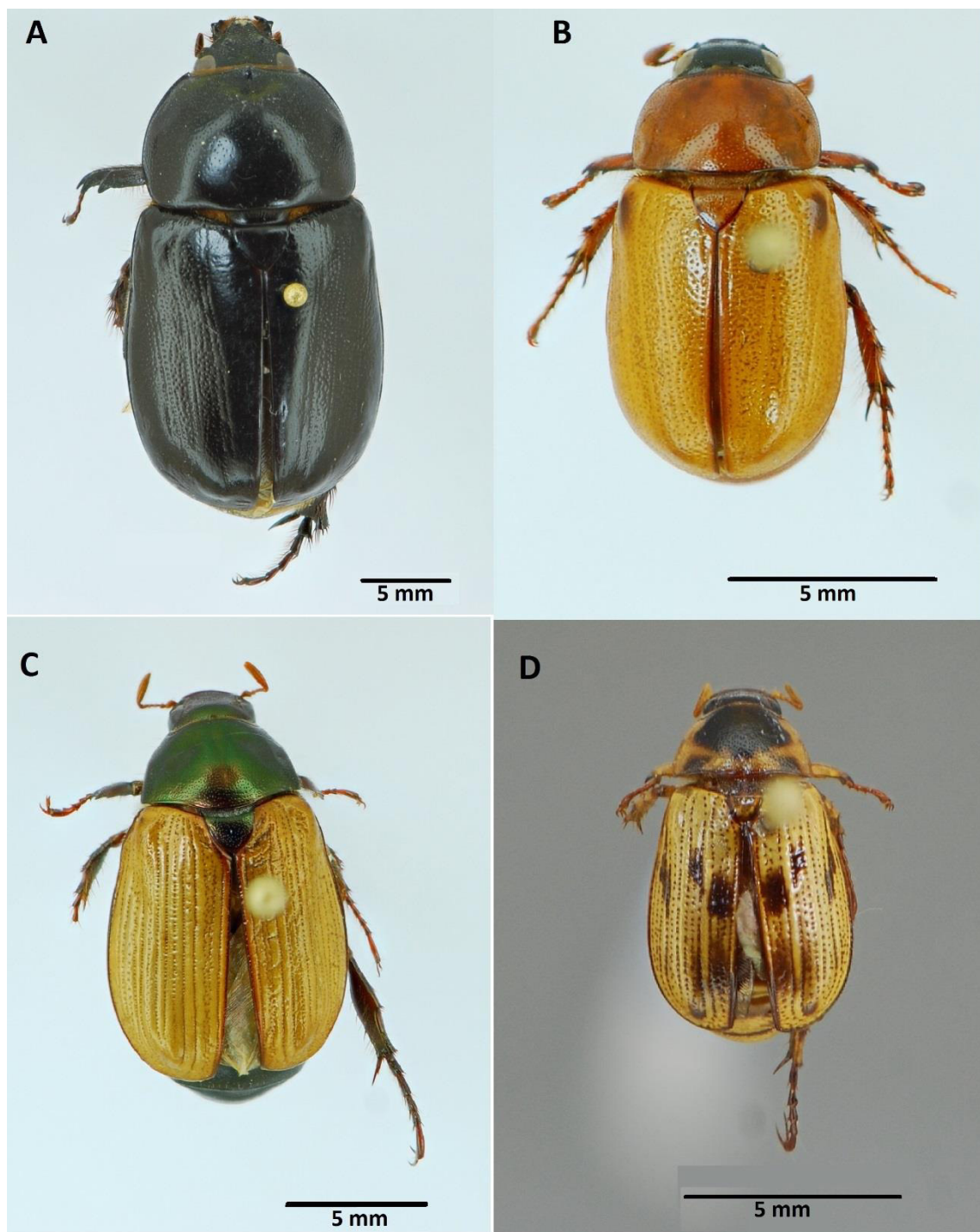


Figura 35 (A-D). Adultos machos, vista dorsal. *Tomarus maimon* (A), Pampas de Villacuri (Ica); *Cyclocephala melanocephala* (B), C.P San Benito (Cañete); *Anomala* ca. *testaceipennis* (C), Manache (Huarmey); *Paranomala undulata peruviana* (D), C.P San Benito (Cañete).

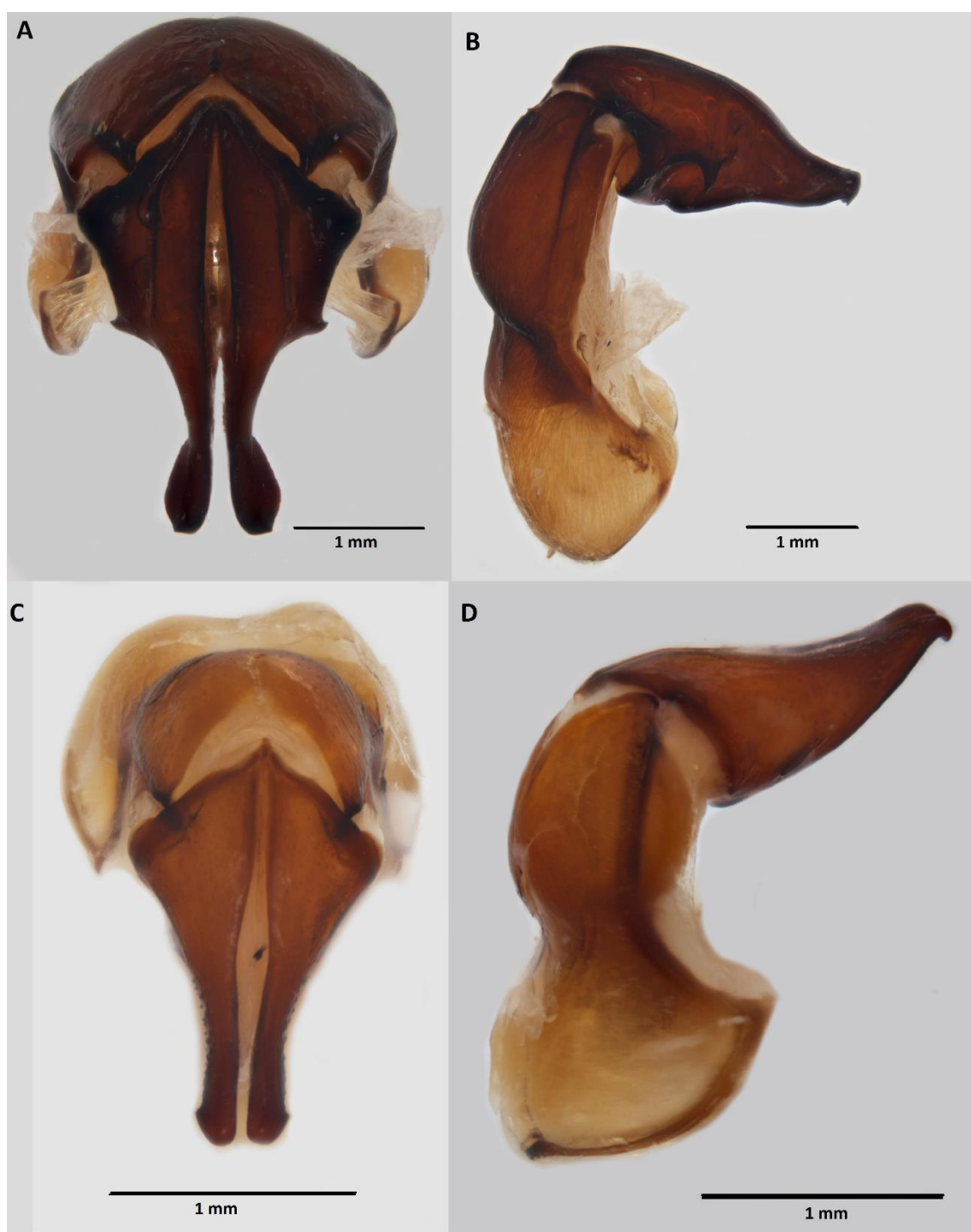


Figura 36 (A-D). Genitalia macho. *Tomarus maimon*, Vista dorsal (A), vista lateral (B). *Cyclocephala melanocephala* Vista dorsal (C), vista lateral (D).

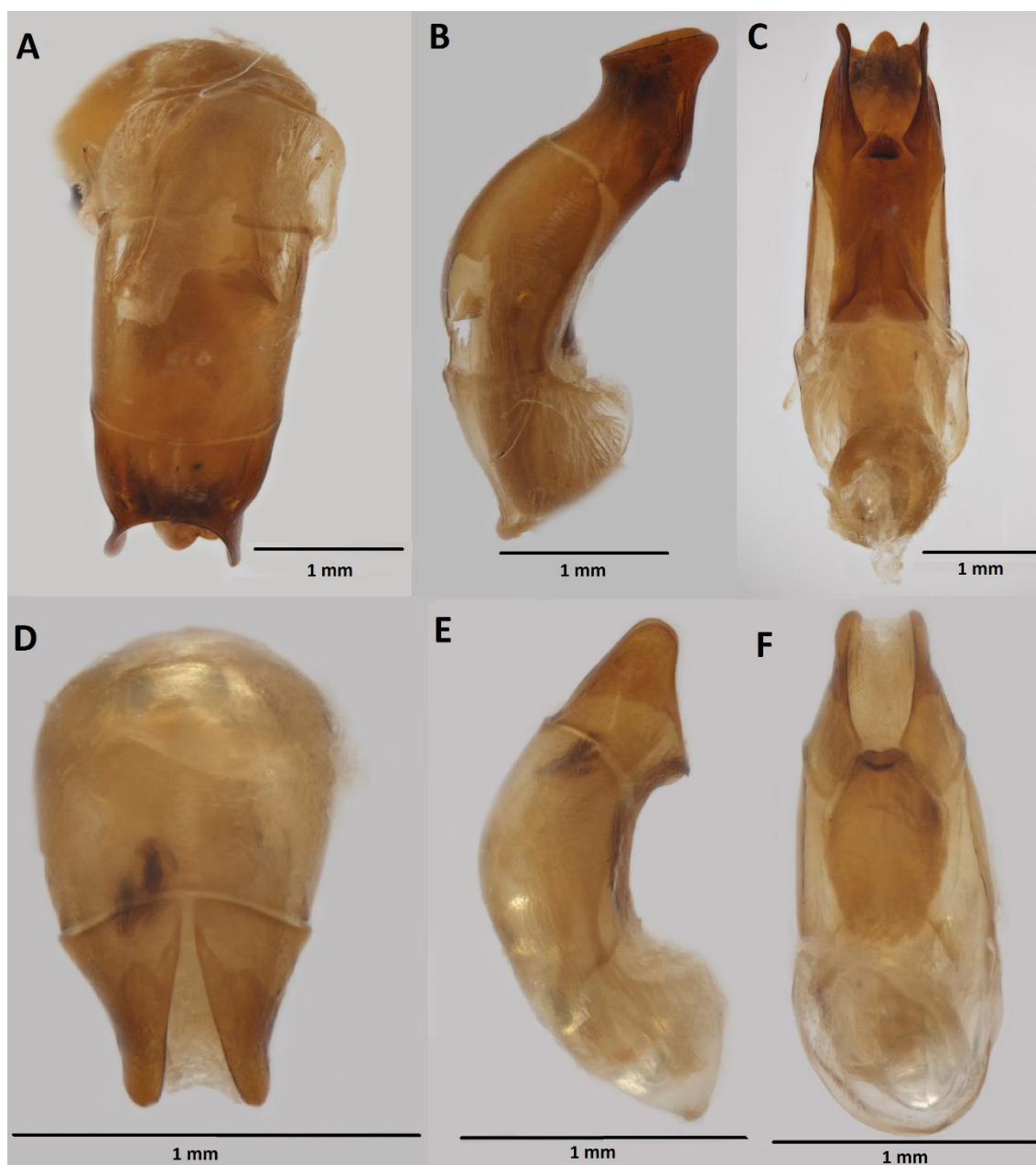


Figura 37 (A-F). Genitalia macho. *Anomala ca. testaceipennis* vista dorsal (A), vista lateral (B), vista ventral (C). *Paranomala undulata peruviana* vista dorsal (D), vista lateral (E), vista ventral (F).

Tabla 15. Base de datos del sub-proyecto “*Dataset DS-PASP Insect pests of Asparagus*”.

Identificación	Sample ID	Process ID	BIN	COI-5P
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30309-C1	SENT097 5-18	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30309-B12	SENT097 4-18	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30309-B11	SENT097 3-18	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30309-B10	SENT097 2-18	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30309-B9	SENT097 1-18	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30309-B8	SENT097 0-18	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30309-B7	SENT096 9-18	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30309-B6	SENT096 8-18	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30311-A04	SENT085 9-17	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30311-A03	SENT085 8-17	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-29870-C07	SENT069 6-17	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-29870-C06	SENT069 5-17	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-29870-C05	SENT069 4-17	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-29870-C04	SENT069 3-17	BOLD:AC Q5056	658[0n]
<i>Spodoptera ochrea</i>	CCDB-30309-A6	SENT095 6-18		0[n]
<i>Spodoptera frugiperda</i>	CCDB-30309-A5	SENT095 5-18	BOLD:AAA 4532	658[0n]
<i>Spodoptera frugiperda</i>	CCDB-30309-A4	SENT095 4-18	BOLD:AAA 4532	658[0n]
<i>Spodoptera frugiperda</i>	CCDB-30309-A3	SENT095 3-18	BOLD:AAA 4532	658[0n]
<i>Spodoptera frugiperda</i>	CCDB-29870-B11	SENT068 8-17	BOLD:AAA 4532	658[0n]
<i>Spodoptera frugiperda</i>	CCDB-29870-B10	SENT068 7-17	BOLD:AAA 4532	658[0n]
<i>Spodoptera frugiperda</i>	CCDB-29870-B09	SENT068 6-17	BOLD:AAA 4532	658[0n]
<i>Spodoptera frugiperda</i>	CCDB-29870-B08	SENT068 5-17	BOLD:AAA 4532	630[0n]
<i>Spodoptera eridania</i>	CCDB-29870-A07	SENT067 2-17	BOLD:AAA 6521	658[0n]
<i>Spodoptera eridania</i>	CCDB-29870-A06	SENT067 1-17	BOLD:AAA 6521	658[0n]
<i>Spodoptera eridania</i>	CCDB-29870-A05	SENT067 0-17	BOLD:AAA 6521	658[0n]

<i>Agrotis experta</i>	CCDB-30309-A9	SENTO95 9-18	BOLD:AC D0193	658[0n]
<i>Agrotis experta</i>	CCDB-30309-A8	SENTO95 8-18	BOLD:AC D0193	658[0n]
<i>Agrotis experta</i>	CCDB-29870-C03	SENTO69 2-17	BOLD:AC D0193	658[0n]
<i>Agrotis experta</i>	CCDB-29870-C02	SENTO69 1-17	BOLD:AC D0193	658[0n]
<i>Agrotis experta</i>	CCDB-29870-C01	SENTO69 0-17	BOLD:AC D0193	658[0n]
<i>Agrotis experta</i>	CCDB-29870-B12	SENTO68 9-17	BOLD:AC D0193	658[0n]
<i>Agrotis malefida</i>	CCDB-30311-A02	SENTO85 7-17	BOLD:AAE 5299	658[0n]
<i>Agrotis malefida</i>	CCDB-30311-A01	SENTO85 6-17	BOLD:AAE 5299	658[0n]
<i>Feltia deprivata</i>	CCDB-30311-A06	SENTO86 1-17	BOLD:ACT 6899	658[0n]
<i>Feltia deprivata</i>	CCDB-30311-A05	SENTO86 0-17	BOLD:ACT 6899	658[0n]
<i>Feltia deprivata</i>	CCDB-29870-A12	SENTO67 7-17	BOLD:ACT 6899	658[0n]
<i>Feltia deprivata</i>	CCDB-29870-A11	SENTO67 6-17	BOLD:ACT 6899	658[0n]
<i>Feltia deprivata</i>	CCDB-29870-A10	SENTO67 5-17	BOLD:ACT 6899	658[0n]
<i>Feltia deprivata</i>	CCDB-29870-A09	SENTO67 4-17	BOLD:ACT 6899	658[0n]
<i>Helicoverpa zea</i>	CCDB-30309-A7	SENTO95 7-18	BOLD:ABZ 5815	658[0n]
<i>Helicoverpa zea</i>	CCDB-29870-B06	SENTO68 3-17	BOLD:ABZ 5815	658[0n]
<i>Helicoverpa armigera</i>	CCDB-29870-B05	SENTO68 2-17	BOLD:AAA 5223	658[0n]
<i>Chrysodeixis includens</i>	CCDB-30309-A2	SENTO95 2-18	BOLD:AAA 6794	638[0n]
<i>Chrysodeixis includens</i>	CCDB-30309-A1	SENTO95 1-18	BOLD:AAA 6794	658[0n]
<i>Chrysodeixis includens</i>	CCDB-29870-A04	SENTO66 9-17	BOLD:AAA 6794	658[0n]
<i>Chrysodeixis includens</i>	CCDB-29870-A03	SENTO66 8-17	BOLD:AAA 6794	658[0n]
<i>Chrysodeixis includens</i>	CCDB-29870-A02	SENTO66 7-17	BOLD:AAA 6794	658[0n]
<i>Chrysodeixis includens</i>	CCDB-29870-A01	SENTO66 6-17	BOLD:AAA 6794	638[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-30309-B5	SENTO96 7-18	BOLD:AAD 9247	634[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-30309-B4	SENTO96 6-18	BOLD:AAD 9247	658[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-30309-B3	SENTO96 5-18	BOLD:AAD 9247	658[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-30309-B2	SENTO96 4-18	BOLD:AAD 9247	658[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-30309-B1	SENTO96 3-18	BOLD:AAD 9247	636[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-30309-A12	SENTO96 2-18	BOLD:AAD 9247	567[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-30309-A11	SENTO96 1-18	BOLD:AAD 9247	658[0n]

<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-30309-A10	SENT0960-18	BOLD:AAD 9247	658[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-29870-D01	SENT0702-17	BOLD:AAD 9247	658[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-29870-C12	SENT0701-17	BOLD:AAD 9247	658[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-29870-C11	SENT0700-17	BOLD:AAD 9247	658[0n]
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	CCDB-29870-C10	SENT0699-17	BOLD:AAD 9247	658[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-30309-H11	SENT01045-18	BOLD:ADK 9294	658[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-30309-H10	SENT01044-18	BOLD:ADK 9294	658[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-30309-H9	SENT01043-18	BOLD:ADK 9294	625[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-30309-H8	SENT01042-18	BOLD:ADK 9294	658[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-30309-H7	SENT01041-18	BOLD:ADK 9294	612[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-30309-H6	SENT01040-18	BOLD:ADK 9294	658[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-30309-H5	SENT01039-18	BOLD:ADK 9294	658[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-30309-H4	SENT01038-18	BOLD:ADK 9294	563[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-29870-E10	SENT0723-17	BOLD:ADK 9294	658[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-29870-E09	SENT0722-17	BOLD:ADK 9294	658[1n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-29870-E08	SENT0721-17	BOLD:ADK 9294	658[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-29870-E07	SENT0720-17	BOLD:ADK 9294	658[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-29870-E06	SENT0719-17	BOLD:ADK 9294	658[1n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-29870-E05	SENT0718-17	BOLD:ADK 9294	658[0n]
<i>Tomarus maimon</i>	CCDB-30309-H3	SENT01037-18	BOLD:ADL 2544	658[0n]
<i>Anomala ca. testaceipennis</i>	CCDB-29870-D10	SENT0711-17	BOLD:ADK 9716	658[0n]
<i>Anomala ca. testaceipennis</i>	CCDB-29870-D09	SENT0710-17	BOLD:ADK 9716	658[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-30309-H2	SENT01036-18	BOLD:ADL 4425	658[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-30309-G10	SENT01032-18	BOLD:ADL 4425	622[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-29870-E11	SENT0724-17	BOLD:ADL 4425	658[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-29870-D08	SENT0709-17	BOLD:ADL 4425	658[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-29870-D07	SENT0708-17	BOLD:ADL 4425	658[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-29870-D06	SENT0707-17	BOLD:ADL 4425	658[0n]

<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-29870-D05	SENTO706-17	BOLD:ADK 9577	658[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-29870-D04	SENTO705-17	BOLD:ADK 9577	658[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-29870-D03	SENTO704-17	BOLD:ADK 9577	658[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-29870-E12	SENTO725-17	BOLD:ADL 3271	658[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-30309-G6	SENTO1028-18	BOLD:ADL 3271	627[0n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-30309-H1	SENTO1035-18		0[n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-30309-G12	SENTO1034-18		0[n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-30309-G11	SENTO1033-18		0[n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-30309-G9	SENTO1031-18		0[n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-30309-G8	SENTO1030-18		0[n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-30309-G7	SENTO1029-18		0[n]
<i>Paranomala undulata peruviana</i>	CCDB-30309-G5	SENTO1027-18		0[n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-29870-D11	SENTO712-17	BOLD:AAU 6854	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-29870-D12	SENTO713-17	BOLD:AAU 6854	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-29870-E01	SENTO714-17	BOLD:AAU 6854	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-29870-E02	SENTO715-17	BOLD:AAU 6854	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-29870-E03	SENTO716-17	BOLD:AAU 6854	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-29870-E04	SENTO717-17	BOLD:AAU 6854	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-30309-F7	SENTO1017-18	BOLD:ADL 4318	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-30309-F8	SENTO1018-18	BOLD:ADL 4318	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-30309-F9	SENTO1019-18	BOLD:ADL 4318	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-30309-F10	SENTO1020-18	BOLD:ADL 4318	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-30309-F11	SENTO1021-18	BOLD:ADL 4318	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-30309-F12	SENTO1022-18	BOLD:ADL 4318	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-30309-G1	SENTO1023-18	BOLD:ADL 4318	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-30309-G2	SENTO1024-18	BOLD:ADL 4318	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-30309-G3	SENTO1025-18	BOLD:ADL 4318	658[0n]
<i>Cyclocephala melanocephala</i>	CCDB-30309-G4	SENTO1026-18		0[n]